

**Rekonstruktion der spätquartären  
Tiefenwasserzirkulation und Produktivität im  
östlichen Südatlantik anhand von benthischen  
Foraminiferenvergesellschaftungen**

**Late Quaternary benthic foraminiferal  
assemblages from the eastern South Atlantic  
Ocean: Reconstruction of deep water circulation  
and productivity changes**

---

**Gerhard Schmiedl**

Gerhard Schmiedl

Alfred-Wegener-Institut für Polar- und Meeresforschung  
Postfach 120161  
Columbusstrasse  
D-27568 Bremerhaven

Die vorliegende Arbeit ist die inhaltlich unveränderte Fassung  
einer Dissertation, die 1994 dem Fachbereich Geowissenschaften  
der Universität Bremen vorgelegt wurde.

## INHALTSVERZEICHNIS

	Seite
DANKSAGUNG .....	1
KURZFASSUNG / ABSTRACT .....	2
1 EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG .....	5
2 STAND DER FORSCHUNG .....	7
3 UNTERSUCHUNGSGEBIET .....	9
3.1 Geographischer Überblick .....	9
3.2 Hydrographie .....	9
3.2.1 Oberflächen- und Zwischenwassermassen .....	9
3.2.2 Tiefen- und Bodenwassermassen .....	12
3.3 Produktion im Oberflächenwasser .....	16
3.4 Sedimente .....	20
3.4.1 Oberflächensedimente .....	20
3.4.2 Spätquartäre Sedimente .....	24
4 MATERIAL UND METHODEN .....	29
4.1 Probenmaterial und Probennahme .....	29
4.2 Probenaufbereitung .....	34
4.3 Zählmethodik .....	36
4.4 Berechnung von numerischen Faunenparametern .....	37
4.5 Statistische Methoden .....	39
4.5.1 Aufbereitung der Zähldaten .....	39
4.5.2 Grundlagen der Hauptkomponentenanalyse .....	40
4.5.3 Anwendung der Q-Modus Hauptkomponentenanalyse .....	42
4.5.4 Anwendung der R-Modus Hauptkomponentenanalyse .....	42
4.5.5 Regressionsanalyse .....	42
5 REZENTE BENTHISCHE FORAMINIFERENVERGESELL- SCHAFTUNGEN .....	45
5.1 Unterordnungen .....	45
5.2 Siedlungsdichte, Diversität und Foraminiferenzahl .....	47
5.3 Verbreitung der Lebend-Vergesellschaftungen .....	54
5.4 Verbreitung der Gehäuse-Vergesellschaftungen .....	57
5.5 Verbreitung der fossil erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen .....	61

5.6	Beziehungen zwischen Verbreitungsmuster und Umwelt.....	66
5.6.1	Vergesellschaftungen am Walfisch-Rücken.....	67
5.6.2	Vergesellschaftungen auf dem Schelf und am oberen Kontinentalhang...	72
5.6.3	Vergesellschaftungen am unteren Kontinentalhang.....	77
5.6.4	Vergesellschaftungen in den tiefen Becken.....	79
6	SPÄTQUARTÄRE BENTHISCHE FORAMINIFERENVERGESELL- SCHAFTUNGEN .....	81
6.1	Südostflanke des Walfisch-Rückens (GeoB1214).....	81
6.1.1	Übergeordnete spätquartäre Faunentrends am Walfisch-Rücken .....	81
6.1.2	Spätquartäre Vergesellschaftungen am Walfisch-Rücken.....	83
6.2	Südwestafrikanischer Kontinentalhang (GeoB1710).....	87
6.2.1	Übergeordnete spätquartäre Faunentrends am Kontinentalhang.....	87
6.2.2	Spätquartäre Vergesellschaftungen am Kontinentalhang.....	89
7	PALÄOZEANOGRAPHISCHE INTERPRETATION.....	95
7.1	Spätquartäre Tiefenwasserzirkulation im östlichen Südatlantik.....	95
7.2	Spätquartäre Produktivitätsänderungen im östlichen Südatlantik .....	100
8	ZUSAMMENFASSUNG UND SCHLUßFOLGERUNGEN.....	115
9	TAXONOMIE UND FOTOTAFELN.....	119
10	LITERATUR.....	147
11	ANHANG .....	163
11.1	Profile zur Faunen-Verbreitung .....	165
11.2	Tabellen .....	176

## **DANKSAGUNG**

Ich danke Herrn Prof. Dr. D.K. Fütterer (Alfred-Wegener-Institut für Polar- und Meeresforschung, Bremerhaven) für die Vergabe der Arbeit sowie die vielfältige Unterstützung, Herrn Prof. Dr. G. Wefer (Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen) für die freundliche Übernahme des Co-Referates. Mein besonderer Dank gilt Herrn Dr. A. Mackensen, von dessen engagierter Betreuung und unermüdlicher Diskussionsbereitschaft ich besonders profitierte.

Zahlreiche Kolleginnen und Kollegen aus dem Alfred-Wegener-Institut in Bremerhaven und aus dem Fachbereich Geowissenschaften in Bremen haben mit Rat und Tat zu dieser Arbeit beigetragen. Besonders erwähnen möchte ich Dr. J. Bijma, W.J. Bonn, U. Brathauer, Dr. W. Ehrmann, Dr. F.X. Gingeles, Dr. J. Harloff, C.-D. Hillenbrand, H.-S. Niebler und J. Wollenburg. Die Herren Dr. T. Bickert, Dr. P. Müller und Dr. R. Schneider überließen mir freundlicherweise Probenmaterial und unveröffentlichte Daten und waren stets zu einem regen Gedankenaustausch über paläozeanographische Fragestellungen bereit. Dank schulde ich auch den Frauen M. Warnkroß, U. Bock, R. Fröhlking und D. Schmidt für ihre labortechnische Unterstützung.

Die Besatzungen der Forschungsschiffe "Meteor" und "Polarstern" haben durch ihre Arbeit auf mehreren Expeditionen zur Gewinnung des Probenmaterials beigetragen. Vielen Dank!

Die "Studienstiftung des deutschen Volkes" unterstützte diese Arbeit im Rahmen eines Promotionsstipendiums. Weiterhin war mir ein von der "Annette Barthelt-Stiftung e.V." verliehenes Forschungsstipendium sehr hilfreich. Für das gewährte Vertrauen und die finanzielle Unterstützung möchte ich mich bei den genannten Institutionen bedanken.

Allen Kolleginnen und Kollegen des Alfred-Wegener-Instituts sei an dieser Stelle ganz herzlich für das gute Arbeitsklima gedankt, das mir meine Zeit in Bremerhaven sehr angenehm machte.

## KURZFASSUNG

Zur Rekonstruktion spätquartärer Änderungen der Tiefenwasserzirkulation und Produktivität im östlichen Südatlantik wurden 60 Sedimentoberflächenproben sowie zwei spätquartäre Sedimentkerne vom Walfisch-Rücken, aus dem Kap- und Angola-Becken sowie vom südwestafrikanischen Kontinentalhang hinsichtlich ihrer benthischen Foraminiferenfauna untersucht.

Die Lebend- (durch Bengal Rosa gefärbt) und Totfaunen der Sedimentoberflächenproben wurden getrennt voneinander gezählt. Die große Artenzahl dieser ebenso wie der Fossilfaunen wurde unter Verwendung von Q- und R-Modus Hauptkomponentenanalysen auf eine überschaubare Anzahl von Vergesellschaftungen reduziert. Diese wurden dann mit Hilfe multipler Regressionsverfahren zu gemessenen Umweltparametern in Beziehung gesetzt.

Die Zusammensetzung der rezenten benthischen Foraminiferenfauna läßt eine starke Beziehung zur Art und Höhe der Exportproduktion, die die Nahrungszufuhr steuert, erkennen. Im Einflußbereich des küstennahen Auftriebs und seines Mischungsbereiches dominieren charakteristische Hochproduktionsfaunen den südwestafrikanischen Kontinentalhang. Diese Faunen sind an außergewöhnlich hohe Nahrungsflüsse und niedrige gelöste Sauerstoffgehalte im Bodenwasser angepaßt und bestehen zu einem großen Anteil aus infaunalen Arten. Eine Anpassung an unterschiedliche Wassermassen ist hier nur schwach ausgeprägt.

Im Gegensatz dazu zeigen die epifaunal dominierten Vergesellschaftungen in den oligotrophen Bereichen eine Anpassung an niedrige, saisonal schwankende Nahrungsflüsse. Am Walfisch-Rücken lassen sich Faunenanteile ausscheiden, deren Tiefenverbreitung mit dem Kern des Nordatlantischen Tiefenwassers (NADW) in etwa 1600 m bis 3700 m Wassertiefe zusammenfällt.

Die bearbeiteten Sedimentkerne wurden so ausgewählt, daß beide Stationen im Einflußbereich des NADW liegen, und somit mögliche Änderungen in der Tiefenwasserzirkulation beide Kerne gleichermaßen betreffen. Die jeweiligen rezenten Nahrungsflüsse sind jedoch deutlich verschieden. Ein Kern stammt aus dem oligotrophen Regime des Walfisch-Rückens, der andere aus dem Einflußbereich des Küstenauftriebs mit deutlich höheren Flußraten organischer Substanz. Mit der aus den Oberflächensedimenten abgeleiteten Kenntnis des regionalen Beziehungsgeflechtes zwischen einer bestimmten Fauna und ihrer heutigen Umwelt (Wassermasse, Produktivität) wurden die spätquartären Faunenwechsel paläozeanographisch interpretiert:

Demnach ist eine NADW-Ausbreitung im östlichen Südatlantik innerhalb des erfaßten Zeitraumes von etwa 450.000 Jahren ausschließlich während der Interglaziale erkennbar und zeigt zudem noch Unterschiede zwischen den einzelnen Warmzeiten. Neben dem Isotopenstadium 1 belegen die Interglaziale 9 und 11 den stärksten NADW-Einfluß.

Am unteren südwestafrikanischen Kontinentalhang, im Einflußbereich des Küstenauftriebs, sind die Glaziale durch einen erhöhten Eintrag an organischer Substanz ins Sediment gekennzeichnet, was auf eine kaltzeitliche Intensivierung des Küstenauftriebs zurückgeführt werden kann. Den Glazial-Interglazial-Zyklen sind höherfrequente Variationen der Hochproduktionsfaunen überlagert, die eine Periode von etwa 23.000 Jahren aufweisen. Eine erhöhte Produktivität im Oberflächenwasser ist auch in den älteren Glazialen 8, 10 und insbesondere 12 der küstenfernen Sedimente vom Walfisch-Rücken zu erkennen. Während dieser Zeiten gelangten vermutlich kalte nährstoffreiche Filamente und Wirbel aus dem Mischungsbereich des Küstenauftriebs nach Westen bis in den Bereich des zentralen Walfisch-Rückens.

## ABSTRACT

Sixty high-quality surface sediment samples and two late Quaternary sediment cores from the eastern South Atlantic Ocean including the Walvis Ridge, the Angola and Cape Basins and the Southwest African continental margin were analysed for their benthic foraminiferal content to reconstruct late Quaternary deep water circulation and productivity changes.

Live (stained with Rose Bengal) and dead faunas of the surface sediment samples were counted separately. Live and dead faunas, as well as late Quaternary fossil faunas from the sediment cores were grouped into a clear number of principal faunal end-members by Q-mode and R-mode principal component analysis.

Multiple regression technique was then used to correlate Recent assemblages with available environmental variables and to finally differentiate between four principal groups of environmental agents acting upon the generation of benthic foraminiferal assemblages: 1) Seasonality of food supply and organic carbon flux rates, 2) Lateral advection of deep-water masses, 3) bottom water carbonate corrosiveness, 4) energetic state at the benthic boundary layer and grain size composition of the substrate.

Food supply turned out to be the most important factor which controls the distribution pattern of the Recent benthic foraminifers: At the continental margin, in the zone of coastal upwelling and its mixing area, the benthic foraminiferal assemblage is dominated by high-productivity faunas, characterized by large numbers of endobenthic living species. Important genera include *Bolivina*, *Bulimina*, *Cassidulina*, *Globobulimina*, *Chilostomella*, *Melonis* and *Uvigerina*. At the Walvis Ridge and the abyssal Angola and Cape Basins, where organic matter fluxes are low and highly seasonal, benthic foraminiferal assemblages reflect both the oligotrophic situation and the deep and bottom water mass configuration. On the flanks of the Walvis Ridge characteristic faunas, dominated by epibenthic living species, coincide with the core of NADW between 1600 and 3700 m water depth.

Although the locations of the cores were selected such that both of them presently are bathed by NADW and consequently, past changes in deep water circulation should be recorded simultaneously at both locations, the areas are different in terms of primary production. One core was recovered from the nutrient-depleted Walvis Ridge area, whereas the other one is from the continental slope just below the coastal upwelling mixing area where present day organic matter fluxes are shown to be moderate. The Holocene data served as the basis for the interpretation of the late Quaternary faunal fluctuations and the paleoceanographic reconstruction:

During the last 450.000 years, NADW flux into the eastern South Atlantic Ocean was restricted to interglacial periods with the stronger dominance of a NADW driven deep water circulation during interglacial stages 1, 9 and 11.

The benthic foraminiferal faunas from the continental margin indicate high fluxes of organic matter during glacial periods. This can be attributed to a glacial increase and lateral extension of coastal upwelling. The long term glacial-interglacial paleo-productivity cycles are superimposed by high-frequent variations following a period of about 23.000 years. Enhanced productivity in surface waters above the Walvis Ridge, far off the coast, is indicated during glacial stages 8, 10 and 12. During these periods, cold nutrient rich filaments from the mixing area were probably driven as far as to the southeastern flank of the Walvis Ridge.

As recently shown for the North Atlantic Ocean *Epistominella exigua* can be used as an indicator for pulsed organic matter fluxes in the Southern Ocean as well. Thus, the dominance of *E. exigua* in late Quaternary sediments from the Walvis Ridge and the East Antarctic continental margin indicate low and seasonal changing organic carbon fluxes throughout the last four climatic cycles. In contrast, the glacial decrease of *E. exigua* in sediments from the Southwest African continental margin and the Subantarctic Zone coincides with strong and more sustained organic matter fluxes during that times.



## 1 EINLEITUNG UND FRAGESTELLUNG

Das spätquartäre Klima der Erde unterlag Schwankungen, die in Form von zyklisch verlaufenden Kalt- und Warmzeiten starke Auswirkungen auf die Biosphäre hatten. Als grundlegende Ursache für diese zyklischen Klimawechsel werden heute die zeitlichen Veränderungen der Orbitalparameter der Erde (Präzessionsbewegung und Schiefe der Erdachse sowie Exzentrizität der Erdumlaufbahn um die Sonne) angesehen (Imbrie et al. 1984, 1989, 1992, 1993). Aber auch Änderungen in der Konzentration des Treibhausgases  $\text{CO}_2$  in der Atmosphäre sind Teil des komplexen Mechanismus, der das Einsetzen und das Ende einer Eiszeit steuert (Pisias & Shackleton 1984, Siegenthaler 1990). Wie an Lufteinschlüssen im antarktischen und grönländischen Inlandeis nachgewiesen wurde, verliefen diese  $\text{CO}_2$ -Schwankungen weitgehend parallel zu den spätquartären Klimawechseln (Barnola et al. 1987, Lorius et al. 1990, Raynaud et al. 1993).

Es wird vermutet, daß der atmosphärische  $\text{CO}_2$ -Rückgang während der Glaziale auf eine generelle kaltzeitliche Erhöhung der Produktivität im Oberflächenwasser der Ozeane (Lyle 1988, Sarnthein et al. 1988, Mix 1989, Sarnthein & Winn 1990) sowie auf Veränderungen in der ozeanischen Zirkulation, verbunden mit einer Umverteilung des Kohlenstoffs und der Nährstoffe in den tiefen Ozean, zurückzuführen ist (Broecker & Peng 1986, 1989, Boyle 1988). In diesem Zusammenhang spielt die thermohaline Zirkulation der Tiefen- und Bodenwassermassen, die für eine Ventilation der tiefen Meeresbecken sorgt, eine herausragende Rolle. Übereinstimmend stellten zahlreiche Autoren eine starke Reduzierung der Bildung des Nordatlantischen Tiefenwassers (NADW) während Glazialzeiten fest (Boyle & Keigwin 1987, Duplessy et al. 1988, Oppo & Fairbanks 1990, Raymo et al. 1990).

Um die spätquartären Änderungen im Nährstoffhaushalt und der Zirkulation des tiefen Ozeans zu untersuchen, konzentrierten sich die Arbeiten insbesondere auf die Analyse der stabilen Kohlenstoffisotope und Spurenmetallzusammensetzung benthischer Foraminiferengehäuse. Diese Untersuchungen führten jedoch auch zu widersprüchlichen Ergebnissen. So wurde über die Auswertung des  $\delta^{13}\text{C}$ -Signals und des Cadmium-Gehaltes benthischer Tiefsee-Foraminiferen für den Südozean eine Diskrepanz im Nährsalzgehalt des glazialen Bodenwassers festgestellt (Boyle 1994, Broecker 1993). Während die Cadmium-Gehalte lediglich geringe Glazial-Interglazial-Änderungen belegen (Lea & Boyle 1990, Boyle 1992), sind die Änderungen im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal größer als in allen anderen Ozeanregionen (Curry et al. 1988, Oppo et al. 1990, Mackensen et al. 1994). Zudem wird immer deutlicher, daß das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal von einer Vielzahl von Prozessen beeinflußt wird. Zu erwähnen sind hier das globale Kohlenstoffreservoir, Alter und Herkunft der Wassermasse, Oberflächenproduktivität, thermodynamische Fraktionierung an der Grenzfläche Ozean-Atmosphäre sowie Vital- und Porenwassereffekte.

Aus diesem Grund sind zusätzliche Parameter gefordert, die unabhängige Informationen über die spätquartären Änderungen der Produktivität im Oberflächenwasser und der Nährstoffverteilung im Tiefen- und Bodenwasser liefern. Die vorliegende Arbeit, in der die räumlichen und zeitlichen Änderungen der benthischen

schen Foraminiferenfauna untersucht werden, soll dazu einen Beitrag leisten. Der östliche Südatlantik ist hierfür besonders gut geeignet, da in dieser Region zum einen Boden- und Tiefenwassermassen südlicher und nördlicher Herkunft aufeinandertreffen und zum anderen starke Produktivitätsunterschiede im Oberflächenwasser bestehen. Zeitliche und räumliche Änderungen der thermohalinen Zirkulation sowie der Nahrungsflüsse lassen demnach große Gradienten erwarten.

Um diesen Fragestellungen nachzugehen, soll zunächst die Verbreitung benthischer Foraminiferen in 60 Sedimentoberflächenproben vom Walfisch-Rücken, der angrenzenden Tiefseebecken und des südwestafrikanischen Kontinentalhanges erfaßt und zur Kennzeichnung ihrer ökologischen Ansprüche mit verschiedenen Umweltparametern in Beziehung gesetzt werden. Anschließend sollen dann die zeitlichen Änderungen benthischer Foraminiferenfaunen in je einem Sedimentkern vom Walfisch-Rücken und vom südwestafrikanischen Kontinentalhang untersucht werden. Diese Kerne wurden so ausgewählt, daß beide im heutigen Einflußbereich des Nordatlantischen Tiefenwassers, aber unter völlig anderen Primärproduktionsbedingungen liegen. Somit ist zu erwarten, daß Fluktuationen in der Tiefenwasserzirkulation beide Positionen gleichermaßen betreffen, während sie sich im Hinblick auf Änderungen in der Primärproduktion deutlich voneinander unterscheiden. Mit Hilfe des zuvor erarbeiteten rezenten Analogons sollen schließlich die spätquartären Faunenwechsel paläozeanographisch interpretiert werden.

## 2 STAND DER FORSCHUNG

Fossile Gehäuse benthischer Foraminiferen sind weltweit häufig in marinen Sedimenten überliefert. Sie sind daher als Werkzeug für stratigraphische, paläoökologische und paläozeanographische Untersuchungen von großem Nutzen. Benthische Foraminiferen stellen rezent eine bedeutende Gruppe des Tiefsee-Meio-benthos. Sie besitzen eine lange Entwicklungsgeschichte, wobei Reste ihrer Gehäuse erstmals sicher in kambrischen Sedimenten nachgewiesen wurden. Schon im letzten Jahrhundert wurde ihre rezente Artenvielfalt und kosmopolitische Verbreitung erkannt und dokumentiert (Brady 1884). In der Folgezeit wurde die systematische Erfassung durch zahlreiche weitere Arbeiten ergänzt (u.a. Cushman 1910-1917, 1918-1931, Heron-Allen & Earland 1922, Wiesner 1931, Phleger et al. 1953). Untersuchungen zur Ökologie benthischer Foraminiferen ermöglichten im Laufe der Jahre differenzierte Aussagen darüber, welche Umweltfaktoren die Biogeographie und Zusammensetzung benthischer Foraminiferenvergesellschaftungen steuern (Zusammenfassung in Murray 1991). Die Einführung einer leicht anwendbaren Färbemethode durch Walton (1952), die erstmalig in großem Umfang ohne zusätzlichen Präparationsaufwand eine Unterscheidung zwischen lebenden (Protoplasma-gefüllten Gehäusen) und toten Individuen (leeren Gehäusen) ermöglichte, war in diesem Zusammenhang von entscheidender Bedeutung.

Zu Beginn der Arbeiten über die Ökologie und die Verbreitungsräume benthischer Foraminiferengemeinschaften der Tiefsee wurden bestimmte Arten zunächst unterschiedlichen Wassertiefen zugeordnet. Sogenannte obere Tiefenbegrenzungen wurden errechnet und auf fossile Faunen übertragen, um die Ablagerungstiefe der jeweiligen Sedimente abzuschätzen (Bandy 1953, Bandy & Chierici 1966). Dieser ursprüngliche Ansatz wurde von Streeter (1973), Schnitker (1974) und Douglas (1979) stark erweitert und modifiziert. Bestimmte Wassermassen mit ihren physikalischen und chemischen Charakteristika sollten entscheidend die Zusammensetzung der jeweiligen benthischen Foraminiferenfauna beeinflussen. Dementsprechend ließen sich auch vertikale und laterale Verschiebungen charakteristischer Wasserkörper im Wechsel von Glazial- und Interglazialzeiten belegen (u.a. Lohmann 1978b, Schnitker 1979, Streeter & Shackleton 1979).

Dagegen konnten Miller & Lohmann (1982) sowie Lutze & Coulbourn (1984) nachweisen, daß zumindest an Kontinentalthängen die Zufuhr organischer Substanz die Verbreitung bestimmter Hochproduktionsfaunen entscheidend steuert. Zahlreiche weitere Arbeiten zeigen, daß diese Beziehung in verschiedenen Ozeangebieten ausgeprägt ist (Mackensen et al. 1985, Corliss & Chen 1988, Altenbach & Sarnthein 1989, Loubere 1991).

Neuere Untersuchungen belegen, daß benthische Foraminiferenfaunen der Tiefsee eine komplexe Siedlungsstruktur aufweisen und, wie das Makrobenthos auch, eine Anzahl verschiedener, stratifizierter Mikrohabitate über, auf und im Sediment besiedeln (Corliss 1985, 1991, Gooday 1986, Lutze & Thiel 1989, Mackensen & Douglas 1989, Corliss & Emerson 1990). Verschiedene Tiefsee-Arten verändern ihr Mikrohabitat in Abhängigkeit von Nahrungsangebot und der Sauerstoffkonzen-

## 2 Stand der Forschung

---

tration im Boden- und Porenwasser (Jorissen et al. 1992, Linke & Lutze 1993). Andere reagieren durch rasches Wachstum auf kurzzeitige Ereignisse im Nahrungseintrag aus dem Pelagial (Gooday 1988, 1993).

Es ist somit ersichtlich, daß die Kombination der jeweiligen ozeanographischen, trophischen und sedimentologischen Verhältnisse in einer Region über ein komplexes biologisches Beziehungsgeflecht die Zusammensetzung einer benthischen Foraminiferenfauna bestimmt. Abgeleitet aus Untersuchungen aus hohen Breiten schlugen Mackensen et al. (1990, 1993a) und Schnitker (1994) vereinfachend vor, daß die Artenzusammensetzung einer benthischen Tiefsee-Foraminiferenfauna in oligotrophen Meeresregionen wesentlich von den physikochemischen Bedingungen der jeweiligen Bodenwassermasse und den Strömungsbedingungen am Meeresboden abhängt, daß aber bei hohen  $C_{org}$ -Flußraten der Einfluß der Bodenwassermasse zurückgedrängt und die Vergesellschaftung von hohen Anteilen infaunal lebender Arten überprägt wird.

Die rezenten Verbreitungsmuster benthischer Foraminiferen in den an das Arbeitsgebiet angrenzenden Meeresgebieten sind weitgehend bekannt. Sie wurden in folgenden Arbeiten dokumentiert: Scotiameer und Drake-Passage (Echols 1971, Herb 1971), Weddellmeer (Anderson 1975, Mackensen et al. 1990), Polarfrontzone (Mead 1985, Mead & Kennett 1987, Mackensen et al. 1993a), Angola-Becken (Van Leeuwen 1989), Rio Grande-Rücken und Walfisch-Rücken (Gofas 1978, Lohmann 1978a) sowie äquatorialer westafrikanischer Kontinentalhang (Schiebel 1992, Timm 1992).

Ergänzend dazu wurden Verschiebungen benthischer Foraminiferenvergesellschaftungen im zyklischen Wechsel von Glazial- zu Interglazialzeiten am antarktischen Kontinentalhang des Weddellmeeres (Mackensen et al. 1989, Mackensen et al. 1994), im Agulhas-Becken nördlich der Polarfrontzone (Mackensen et al. 1994), am Rio Grande-Rücken (Lohmann 1978b), im Angola-Becken (Van Leeuwen 1989) und am nordwestafrikanischen Kontinentalhang (Lutze et al. 1986) untersucht.

### 3 UNTERSUCHUNGSGEBIET

#### 3.1 Geographischer Überblick

Die bathymetrische Information nach GEBCO (Karte 5.12, 1978) vermittelt einen Überblick über die Meeresbodentopographie der untersuchten Region (Abb. 1). Der östliche Südatlantik wird im Osten weitgehend vom afrikanischen Kontinent begrenzt, im Westen vom Mittelatlantischen Rücken, der sich über große Bereiche in Wassertiefen von <3000 m erhebt. Mehrere NE-SW streichende Rückensysteme gliedern den östlichen Südatlantik in einzelne Becken, die in der Regel Wassertiefen um 5500 m erreichen. Die Rückensysteme gehen auf "Hot spots" zurück, die seit der Öffnung des Südatlantiks vor etwa 130 Ma allmählich langgestreckte submarine Erhebungen vulkanischen Ursprungs aufbauten (O'Connor & Le Roex 1992). Die Guinea-Schwelle mit Wassertiefen um 4000 m grenzt das Guinea-Becken im Norden vom Angola-Becken im Süden ab. Der Walfisch-Rücken, der in seinem nordöstlichen Abschnitt bis in Wassertiefen <1000 m aufragt, trennt das Angola-Becken vom Kap-Becken. Mit Wassertiefen zwischen 3000 und 4000 m grenzt der Agulhas-Rücken das Kap-Becken vom südlich anschließenden Agulhas-Becken ab. Der mittelozeanische Atlantisch-Indische Rücken bildet schließlich die Grenze zu den antarktischen Tiefseeebenen im Süden.

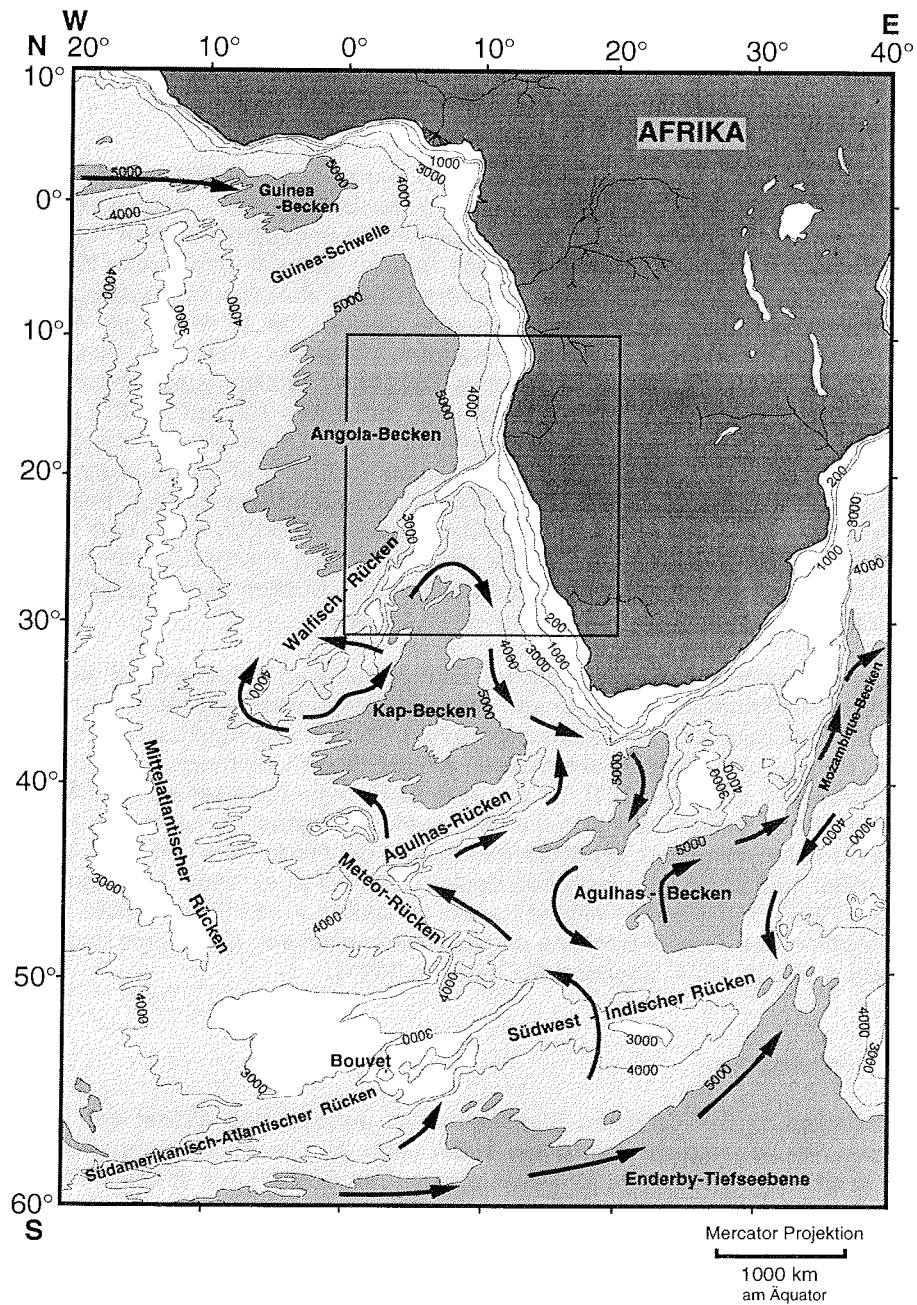
Die Bodenwasserzirkulation im östlichen Südatlantik wird entscheidend durch die erwähnten Rückensysteme gesteuert. Während Kap- und Agulhas-Becken über mehrere tiefe Einschnitte im Südwest-Indischen Rücken und Agulhas-Rücken deutlich von Boden- und Tiefenwassermassen antarktischen Ursprungs beeinflusst werden (Tucholke & Embley 1984), ist das Angola-Becken in dieser Hinsicht heutzutage weitgehend isoliert. Lediglich die am Äquator gelegene Romanche-Bruchzone mit Wassertiefen von mehr als 6000 m verbindet die tiefen Bereiche des östlichen Südatlantiks mit denen der westlichen Becken (Metcalf et al. 1964, Van Bennekom & Berger 1984). Tief eingeschnittene Kanäle im südlichen Walfisch-Rücken sind für die Ventilation des Angola-Beckens dagegen vermutlich von geringerer Bedeutung (Connary & Ewing 1974, Shannon & Chapman 1991).

#### 3.2 Hydrographie

Die Wassersäule des östlichen Südatlantiks ist deutlich geschichtet und es gibt klare meridionale Unterschiede (Reid 1989) (Abb. 2). Die Verbreitung und physikochemischen Eigenschaften der Wassermassen im Bereich des Walfisch-Rückens sind in Tab. 1 zusammengefaßt.

##### 3.2.1 Oberflächen- und Zwischenwassermassen

Die Strömung der oberflächennahen Wassermassen im Arbeitsgebiet (Abb. 3) ist in die großräumige antizyklonische Zirkulation im tropischen und subtropischen Südatlantik, in den sogenannten Subtropenwirbel, eingebunden (Peterson &



**Abb. 1:** Bathymetrische Übersichtskarte des östlichen Südatlantiks mit Lage des Arbeitsgebietes (Rahmen). Bathymetrische Information nach GEBCO (1975-1981). Bodenwasserzirkulation (Pfeile) nach Connary & Ewing (1974), Tucholke & Embley (1984), Van Bennekom & Berger (1984) und Shannon & Chapman (1991).

**Tab. 1:** Temperatur- und Salinitätsbereiche sowie mittlere vertikale Verbreitung wichtiger Wassermassen des östlichen Südatlantiks im Bereich des Walfisch-Rückens und der angrenzenden Tiefseebecken. Zusammengestellt nach Emery & Meincke (1986), Reid (1989) und Stramma & Peterson (1989).

Wassermasse	Abkürzung	Wassertiefe [m]	Temperatur [°C]	Salinität [‰]
Südatlantisch-Subtropisches Oberflächenwasser	SASSW	0-200	16 - 26	>35,5
Südatlantisches Zentralwasser	SACW	200-500	5 - 18	34,3 - 35,8
Antarktisches Zwischenwasser	AAIW	500-1000	3 - 6	33,8 - 34,8
Oberes Zirkumpolares Tiefenwasser	UCDW	1000-1600	2 - 5	34,6 - 34,7
Nordatlantisches Tiefenwasser	NADW	Angola-Becken: >1600 Kap-Becken: 1600-4000	1,5 - 4	34,8 - 35,0
Unteres Zirkumpolares Tiefenwasser	LCDW	Kap-Becken: >4000	0,1 - 2	34,6 - 34,7

Stramma 1991). Der Benguela-Strom umfaßt dabei die nach Norden und Nordwesten fließenden Oberflächenwassermassen im östlichen Südatlantik zwischen 35°S und 15°S (Stramma & Peterson 1989). Er wird hauptsächlich durch Südatlantisches Subtropisches Oberflächenwasser aus dem Südatlantik-Strom gespeist (Peterson & Stramma 1991). Zusätzlich wird Oberflächenwasser aus dem Indischen Ozean durch den Agulhas-Strom (Gordon 1985, 1986, Gordon & Haxby 1990, Shannon et al. 1990, Gordon et al. 1992) sowie subantarktisches Oberflächenwasser eingebracht (Pickard & Emery 1990, Shannon et al. 1989). Der Benguela-Strom reicht bis in >1500 m Wassertiefe und bezieht damit neben dem Oberflächenwasser und dem Südatlantischen Zentralwasser (SACW) im wesentlichen das Antarktische Zwischenwasser und sogar noch das Obere Zirkumpolare Tiefenwasser in die Zirkulation mit ein. Für die oberen 600 m Wassertiefe wurde ein geostrophischer Transport von 21 Sv (1 Sverdrup =  $10^6 \text{ m}^3 \text{ s}^{-1}$ ) und für das Zwischenwasser von 4-5 Sv berechnet (Stramma & Peterson 1989).

Bei etwa 30°S teilt sich der Benguela-Strom in einen in nordwestliche Richtung fließenden warmen ozeanischen Teil (BOC = Benguela Oceanic Current) und einen Strom kalten Wassers aus dem Küstenauftrieb vor Südwestafrika (BCC = Benguela Coastal Current) (Abb. 3). Der BOC strömt mit Geschwindigkeiten von 10-20  $\text{cm s}^{-1}$  über den Walfisch-Rücken und führt den größten Teil der Oberflächenwassermassen, etwa 18 Sv, in den Südäquatorial-Strom über. Der BCC transportiert dagegen als träger Strom nur etwa 3 Sv entlang der südwestafrika-

nischen Küste nach Norden (Stramma & Peterson 1989), wo er bei etwa 15-17 °S auf den Angola-Strom trifft, der als küstennahe Fortsetzung des Südäquatorialen Gegenstromes um etwa 4° wärmeres, nährstoffarmes tropisches und äquatoriales Oberflächenwasser nach Süden führt. Dies bewirkt die Ausbildung der scharfen thermischen Angola-Benguela-Front (Shannon et al. 1987). Die Subtropische Front (Subtropische Konvergenz) grenzt bei etwa 40 °S mit einem Temperatursprung um 4 °C und einem Salinitätssprung um 0,5 ‰ die großräumige Zirkulation des Subtropen-Wirbels nach Süden hin gegen den Antarktischen Zirkumpolarstrom ab (Peterson & Stramma 1991).

Unterhalb des warmen und salzreichen SÜDATLANTISCHEN SUBTROPISCHEN OBERFLÄCHENWASSERS (SASSW) liegt das SÜDATLANTISCHE ZENTRALWASSER (SACW) in durchschnittlich 200-500 m Wassertiefe. Es entsteht durch die Mischung und das Absinken von subtropischem und subantarktischem Oberflächenwasser an der Subtropischen Front. Durch den Küstenauftrieb vor Südwestafrika (Kap. 3.3) gelangt es als relativ kaltes nährstoffreiches Wasser bis an die Oberfläche (Stander 1964, Shannon 1966, Schell 1970, Lutjeharms & Valentine 1987).

Das SACW wird vom salzarmen, sauerstoffreichen und nährstoffarmen ANTARKTISCHEN ZWISCHENWASSER (AAIW) unterlagert, mit seinem Kernbereich in durchschnittlich 500-1000 m Wassertiefe. Die Bildung des AAIW erfolgt unter Einbeziehung von antarktischem Oberflächenwasser durch Mischungsprozesse innerhalb der Polarfrontzone rings um den antarktischen Kontinent (Wüst 1935, Deacon 1937, Piola & Georgi 1982). Vom Ursprungsgebiet ausgehend sinkt das AAIW bei seiner Ausbreitung nach Norden zunächst von der Oberfläche bis in Wassertiefen um 1500 m ab und steigt gegen den Äquator wieder etwas an. Es folgt dabei der antizyklonischen Oberflächenzirkulation, und sein Salinitätsminimum (um 34,30 ‰) läßt sich im Atlantik bis etwa 20-25 °N verfolgen (Dietrich et al. 1975, Tsuchiya 1989, Pickard & Emery 1990).

#### 3.2.2 Tiefen- und Bodenwassermassen

Während die antizyklonische Zirkulation der oberflächennahen Wassermassen im Südatlantik durch das vorherrschende Windsystem angetrieben wird, steuern Meeresbodentopographie und Corioliskraft die thermohaline Zirkulation der Tiefen- und Bodenwassermassen. Sie zeigt in den einzelnen Becken unterhalb von 3500 m Wassertiefe einen zyklonischen Verlauf (Abb. 1, Tucholke & Embley 1984, Reid 1989). Im Südatlantik findet man im wesentlichen drei verschiedene Tiefen- und Bodenwasserkörper, das Antarktische Bodenwasser (AABW), das Nordatlantische Tiefenwasser (NADW) und das Zirkumpolare Tiefenwasser (CDW), wobei letzteres noch in ein Oberes Zirkumpolares Tiefenwasser (UCDW) und ein Unteres Zirkumpolares Tiefenwasser (LCDW) unterteilt werden kann.

##### ANTARKTISCHES BODENWASSER (AABW)

Meridionale ozeanographische Schnitte im westlichen Südatlantik zeigen in den tiefen Becken unterhalb von etwa 4000 m einen kalten (-0,7-0 °C), mäßig salinen, nährstoff- und silikatreichen Bodenwasserkörper, das AABW (Wüst 1935, Reid



1989). Die Bildung des AABW erfolgt heute zu etwa 70-80 % im Bereich des Weddellmeeres (Carmack 1977, Foldvik & Gammelsrød 1988). Ausführliche Beschreibungen der komplexen Bildungs- und Mischungsprozesse geben Foster & Carmack (1976), Foster et al. (1987), Foldvik & Gammelsrød (1988) sowie Hellmer (1989). Der Ausstrom aus dem Weddellmeer erfolgt mit einem geostrophischen Transport von 53 Sv (Carmack & Foster 1975). Ungefähr ein Drittel davon gelangt über den Süd-Sandwichgraben in den westlichen Südatlantik (Georgi 1981). In seinem weiteren Verlauf nach Norden rezirkulieren große Teile und es kommt zur Vermischung mit den überlagernden Wassermassen. Dennoch läßt sich sein Einfluß in den Nordatlantik bis etwa 45 °N verfolgen (Dietrich et al. 1975).

Aufgrund der Schwellenwirkung des Mittelatlantischen und Atlantisch-Indischen Rückens bleibt die Untersuchungsregion im östlichen Südatlantik von AABW dagegen weitgehend unbeeinflußt. Lediglich Guinea- und Angola-Becken, deren tiefe Beckenbereiche vom Nordatlantischen Tiefenwasser dominiert werden, erhalten über die Romanche-Bruchzone Beimischungen aus den westlichen Becken. Van Bennekom & Berger (1984) bestimmten für das Bodenwasser im Angola-Becken unterhalb von 4800 m einen AABW-Anteil von etwa 20-30 %.

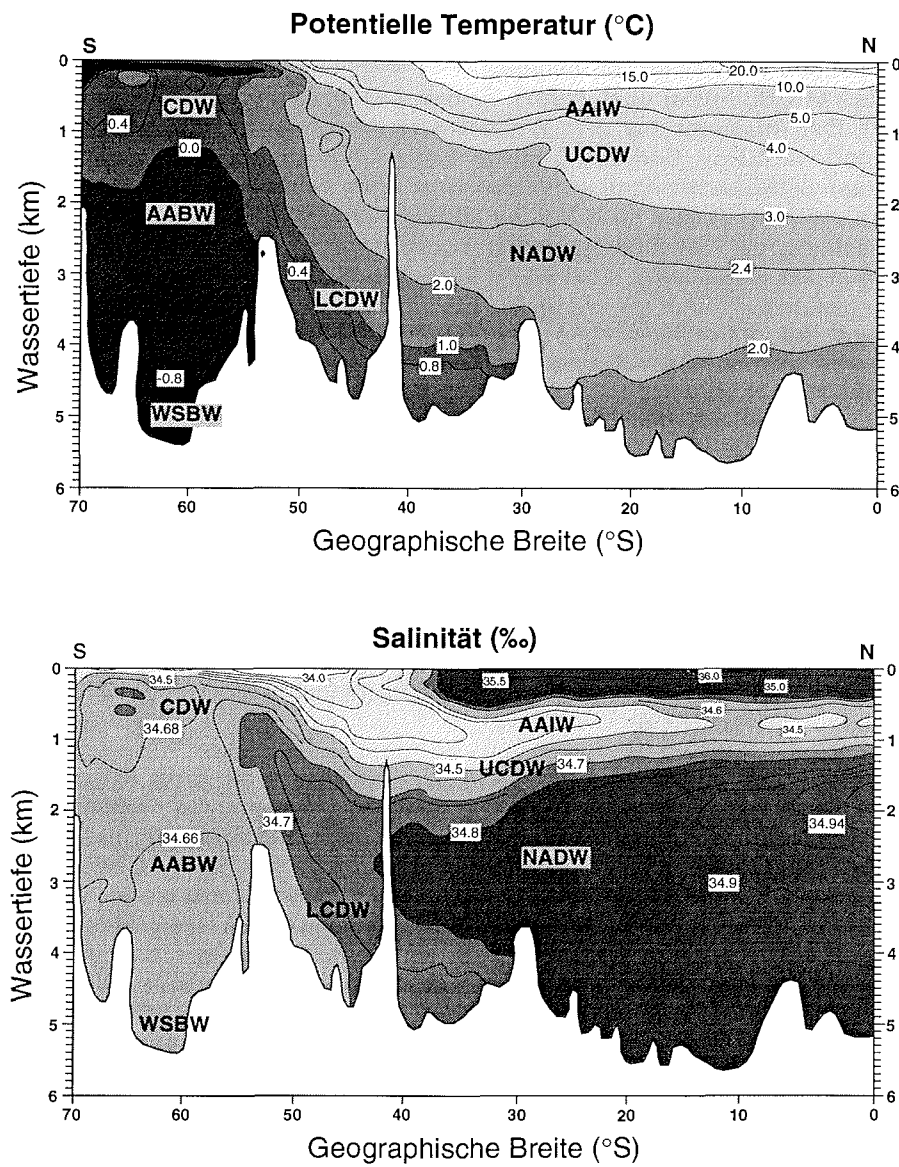
#### NORDATLANTISCHES TIEFENWASSER (NADW)

Der weitaus größte Teil der Wassersäule des Südatlantiks wird durch das relativ warme, salzreiche, sauerstoffreiche aber nährstoffarme NADW dominiert, das als Mischung dreier nordatlantischer Wassermassen unterschiedlicher Herkunft über dem AABW in Wassertiefen zwischen durchschnittlich 1500 und 4000 m nach Süden strömt (Reid 1989).

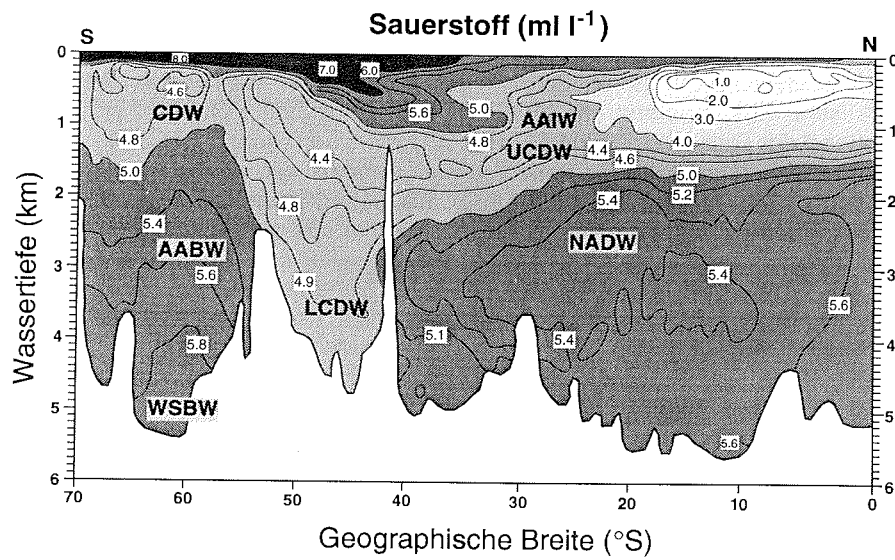
Die Bildung des NADW steht in engem Zusammenhang mit einer tieferreichenden Konvektion der Wassersäule infolge der Abkühlung und des Salinitätszuwachses im Atlantischen Oberflächenwasser während der Meereisbildung in der Grönlandisch-Norwegischen See und dem Barentsmeer (Warren 1981, Killworth 1983, Midttun 1985, Rudels & Quadfasel 1991). Über zwei Durchlässe im Grönland-Schottland-Rücken erfolgt der Eintritt des neugebildeten Tiefenwassers in den Nordatlantik. Das eigentliche NADW bildet sich dort durch Zumischungen weiterer Wassermassen, im wesentlichen des sauerstoffreichen Arktischen Zwischenwassers aus der Labrador- und Irminger-See (etwa 10 %, Clarke & Gascard 1983) und des salzreichen Ausstromwassers des Europäischen Mittelmeeres (etwa 10 %, Talley & McCartney 1982).

Südlich von 45-50 °S wird das NADW in seiner gesamten vertikalen Ausdehnung vom Zirkumpolarstrom erfaßt und breitet sich somit auch in den Indischen und Pazifischen Ozean aus. Dieser Massen- und Salztransport wird durch einen Rückstrom im Zwischen- und Thermoklinenwasser kompensiert (Georgi 1979, Gordon 1985, 1986, Gordon et al. 1992, Rintoul 1991).

Das NADW besitzt in der Untersuchungsregion nördlich und südlich des Walfisch-Rückens einen deutlich unterschiedlichen Einfluß. Während das NADW im Kap-Becken dichteres Tiefenwasser antarktischen Ursprungs überlagert, füllt es im



**Abb. 2:** Hydrographische Schnitte durch den östlichen Südatlantik entlang des 0° Meridians von der Antarktis bis zum Äquator (umgezeichnet aus Reid 1989). WSBW = Weddellmeer-Bodenwasser, AABW = Antarktisches Bodenwasser, CDW = Zirkumpolares Tiefenwasser, UCDW = Oberes Zirkumpolares Tiefenwasser, LCDW = Unteres Zirkumpolares Tiefenwasser, AAIW = Antarktisches Zwischenwasser, NADW = Nordatlantisches Tiefenwasser.



Angola-Becken auch die tiefsten Beckenbereiche aus.

#### ZIRKUMPOLARES TIEFENWASSER (CDW)

Zwischen etwa 40-60 °S, im Bereich vorherrschender Westwinde, umfließt der Antarktische Zirkumpolarstrom (ACC) den antarktischen Kontinent als stärkstes Stromband der Erde. Die Strömung des ACC mit einem geostrophischen Transport von durchschnittlich 130 Sv erfaßt dabei nahezu die gesamte Wassersäule (Whitworth 1988, Pickard & Emery 1990). Als wesentlicher Teil des ACC liegt das CDW in Wassertiefen zwischen 500 und 2500 m. Da sich das CDW als Mischwasserkörper aus verschiedenen Wassermassen aller drei Weltmeere zusammensetzt (45 % aus dem Weddellmeer, 30 % Zwischenwasser aus dem Indik und Pazifik sowie 25 % NADW, Broecker & Takahashi 1985), besitzt es einen weiten Temperatur- (0,1-2,0 °C) und Salinitätsbereich (34,62-34,73 ‰) (Emery & Meincke 1986). Der Wasserkörper des NADW teilt bei seinem Eintritt in den ACC nördlich von etwa 45-55 °S das im Vergleich kältere, salz- und sauerstoffärmere aber nährstoffreichere CDW in ein Oberes (UCDW) und Unteres Zirkumpolares Tiefenwasser (LCDW).

Bei seiner Ausbreitung nach Norden gelangt das kalte sauerstoffarme LCDW über den Atlantisch-Indischen Rücken in den östlichen Südatlantik, wo es aufgrund des dort stark reduzierten AABW-Einflusses als dichter Wasserkörper die tiefsten Bereiche des Agulhas- und Kap-Beckens bis in eine Wassertiefe von etwa 4000 m auffüllt. Erosionsstrukturen in den Meeresbodensedimenten zeichnen den zyklonischen Verlauf und die Ausbreitung des LCDW nach (Tucholke & Embley 1984, Abb. 1). Der Walfisch-Rücken verhindert zum Großteil eine weiter nach Norden führende Ausbreitung des LCDW. Nur geringe Anteile gelangen über tief eingeschnittene Kanäle in das Angola-Becken, wo sie sich jedoch rasch mit dem NADW vermischen (Connary & Ewing 1974, Shannon & Chapman 1991).

In Wassertiefen zwischen durchschnittlich 1000 und 1600 m, gegen den Äquator etwas ansteigend, fließt das UCDW unterhalb des AAIW und oberhalb des NADW nach Norden. Es zeichnet sich durch sein Sauerstoffminimum sowie Nährstoff- und Silikatmaximum von den unter- und überlagernden Wassermassen ab und läßt sich im gesamten östlichen Südatlantik verfolgen (Reid 1989, Stramma & Peterson 1989). Durch zunehmende Vermischung mit benachbarten Wasserkörpern verliert das UCDW allmählich seinen Charakter, hohe Silikat- und Phosphatgehalte weisen seinen Einfluß jedoch bis weit in den Nordatlantik nach (Reid 1989, Tsuchiya 1989).

### 3.3 Produktion im Oberflächenwasser

Das Leben der Benthosorganismen in der Tiefsee ist auf den Eintrag von organischer Substanz aus dem Oberflächenwasser angewiesen. In der photischen Zone des Oberflächenwassers findet die Primärproduktion statt, die im wesentlichen von der Zufuhr remineralisierter organischer Substanz aus der produktiven Zone und von Nährstoffen aus den unterlagernden Wassermassen abhängig ist. Nur etwa

10 % der organischen Substanz, die durch Phyto- und Zooplankton in der produktiven Zone gebildet wird, gelangt als sogenannte Exportproduktion in tiefere Wasserschichten (Sarnthein et al. 1988, Berger et al. 1989). Durch fortlaufende Abbauprozesse während des Absinkens in der Wassersäule und an der Sedimentoberfläche wird schließlich nur etwa 0,01-1 % der ursprünglich produzierten organischen Substanz im Sediment akkumuliert (Berger et al. 1989).

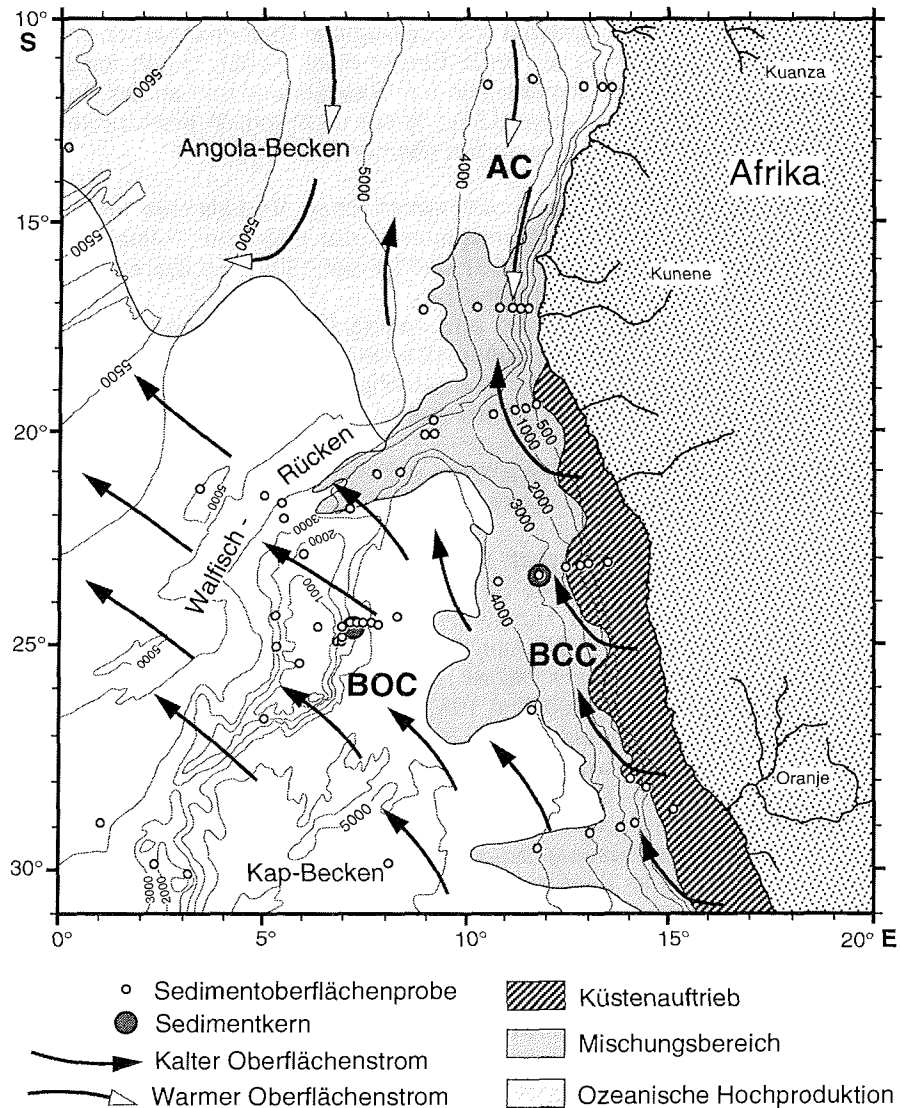
Die regionalen ozeanographischen und klimatischen Verhältnisse im östlichen Südatlantik bewirken markante Unterschiede in der Höhe der Primärproduktion (Zusammenfassung in Berger et al. 1987 und Berger 1989). Es lassen sich insgesamt drei Bereiche unterscheiden (Abb. 3):

- (1) Der Bereich des Küstenauftriebs und seines Mischungsbereiches mit sehr hohen Primärproduktionsraten (über  $125-180 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$ ),
- (2) ein komplex strukturiertes ozeanisches Hochproduktionsgebiet im Norden des Arbeitsgebietes mit ebenfalls relativ hoher Primärproduktion (etwa  $90-120 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$ ) und
- (3) ein ozeanisches Regime im Südwesten des Arbeitsgebietes mit relativ niedrigen Primärproduktionsraten (etwa  $30-70 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$ ).

Zu (1): Vor der südwestafrikanischen Küste induzieren vorherrschende Süd- und Südost-Passatwinde zwischen etwa  $34^\circ\text{S}$  und  $15^\circ\text{S}$  küstennahe Auftriebszellen (Hart & Currie 1960, Nelson & Hutchings 1983, Lutjeharms & Meeuwis 1987). Hierdurch gelangt  $10-14^\circ\text{C}$  kaltes und nährstoffreiches SACW (vgl. Kap. 3.2.1) aus 200 bis 400 m Wassertiefe bis an die Meeresoberfläche (Stander 1964, Shannon 1966, Lutjeharms & Valentine 1987), was zu einer stark erhöhten "Neuen Produktion" im Oberflächenwasser führt. In der Auftriebszelle der Walfisch-Bucht, beispielsweise, wurden extreme Raten bis zu  $3,8 \text{ g C m}^{-2} \text{ Tag}^{-1}$  gemessen (Nielsen & Jensen 1957). Der ausgedehnte Mischungsbereich zwischen dem  $150-200 \text{ km}$  breiten küstennahen Auftriebsregime und dem niedrigproduktiven küstenfernen Oberflächenwasser besteht aus einer Vielzahl von Auftriebsfilamenten und Wirbeln, die im Bereich der Auftriebsfront entstehen und nach Westen bis in  $600-750 \text{ km}$  Entfernung zur Küste verdriften (Van Foreest et al. 1984, Lutjeharms & Stockton 1987).

Die laterale Ausdehnung des Küstenauftriebs und die seewärtige Ausbreitung der Filamente im Mischungsbereich sowie die Lage der Angola-Benguela-Front unterliegen saisonalen Schwankungen, die im Zusammenhang mit der regionalen Veränderlichkeit des Passatwind-Systems stehen (Hart & Currie 1960, Nelson & Hutchings 1983, Shannon 1985, Lutjeharms & Meeuwis 1987, Lutjeharms & Stockton 1987, Wefer & Fischer 1993). Der Einflußbereich und die Intensität des Südost-Passates wird hierbei von der Verschiebung der Innertropischen Konvergenzzone und damit von der Lage des südatlantischen Hochdruckgebietes und des Tiefdruckgebietes über dem südafrikanischen Kontinent bestimmt (Zusammenfassung in Höflich 1984).

Im Sommer (Dezember bis Februar) erreicht das südatlantische Hochdruckgebiet bei etwa  $30^\circ\text{S}$  seine südlichste Position. Der Küstenauftrieb ist in seiner Ausbreitung deutlich reduziert und erstreckt sich nur zwischen etwa  $34^\circ\text{S}$  und  $20^\circ\text{S}$ . War-



**Abb. 3:** Hochproduktionsgebiete ( $>90 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$ ) und Strömungsmuster im Oberflächenwasser des Arbeitsgebietes. Strömungen nach Hart & Currie (1960), Moroshkin et al. (1970), Stramma & Peterson (1989). Ausdehnung des Küstenauftriebs und des anschließenden Mischungsbereiches im Südwinter (August) 1984 nach Lutjeharms & Stockton (1987). Der Bereich ozeanischer Hochproduktion, begrenzt durch 15% Sauerstoff-Sättigung in 400 m Wassertiefe, entstammt den Arbeiten von Bubnov (1972) und Van Bennekom & Berger (1984). AC = Angola-Strom, BOC = Ozeanischer Benguela-Strom, BCC = Benguela-Küstenstrom.

mes, nährstoffarmes tropisches Oberflächenwasser gelangt mit dem Angola-Strom relativ weit nach Süden, die Angola-Benguela-Front liegt bei etwa 17 °S. Im Herbst und Winter (März bis August) wandert das südatlantische Hochdruckgebiet nach Norden und erreicht bei etwa 26 °S seine nördlichste Position. Zudem bildet sich über dem südafrikanischen Festland ein schwaches Tiefdruckgebiet. Die zonale Komponente des Südost-Passates wird verstärkt, was eine Ausdehnung des Küstenauftriebs nach Norden bis etwa 15 °S und eine seewärtige Intensivierung des Mischungsbereiches zur Folge hat. Gleichzeitig verschiebt sich auch die Angola-Benguela-Front weiter nach Norden und liegt während dieser Zeit in einem Bereich um 15 °S.

Zu (2): Nördlich des Walfisch-Rückens bewirkt der Ausstrom des Kongos den Auftrieb von nährstoffreichen ozeanischen Wassermassen. Dies führt zusammen mit der komplexen ozeanographischen Situation dieser Region (Zyklonischer Wirbel im Oberflächenwasser, Konvergenz zwischen Angola-Strom und Benguela-Küstenstrom) über große Bereiche zu einer Erhöhung der Primärproduktion. Die Tiefenlage der Thermokline steigt innerhalb dieses ozeanischen Hochproduktionsgebietes von Westen nach Osten in Richtung zur Kongo-Mündung an, verbunden mit einer Abnahme in der Mächtigkeit der durchmischten Schicht. (Bubnov 1972, Eisma & Van Bennekom 1978, Van Bennekom & Berger 1984). Eine hohe Silikatzufuhr über das Flußwasser führt gerade in diesem Bereich zu einer hohen Produktion biogenen Opals (Jansen et al. 1984, Van Bennekom & Berger 1984).

Die Remineralisation von organischem Material unter den südwestafrikanischen Hochproduktionsgebieten und vor den Flußmündungen führt zur Ausbildung einer SAUERSTOFFMINIMUMZONE (SMZ), die im Tiefenbereich des SACW, AAIW und UCDW nachzuweisen ist (Suess 1980, Chapmann & Shannon 1987, Schulz et al. 1992, Dingle & Nelson 1993). Während die SMZ im zentralen Kap-Becken mit einer Abnahme von 0,8 ml l<sup>-1</sup> gegenüber den unter- und überlagerten Wassermassen nur schwach innerhalb des UCDW in 1000 bis 1500 m Wassertiefe ausgeprägt ist und auf die Charakteristika dieser Wassermasse zurückgeführt werden kann, wird sie in Annäherung an das Auftriebsgebiet deutlich mächtiger. Bei etwa 29°S liegt sie in 800 bis 1500 m Wassertiefe und es bildet sich eine zweite SMZ zwischen 200 und 400 m. Nach Norden in Richtung des zentralen Auftriebsgeschehens erreicht sie bei 23°S eine Mächtigkeit von etwa 900 m mit einer maximalen O<sub>2</sub>-Abreicherung von etwa 2,5 ml l<sup>-1</sup>. Ihr größtes Ausmaß erlangt sie vor der Kunene-Mündung, wo sie etwa von 50 bis 1200 m reicht und mit einem O<sub>2</sub>-Minimum von 1 ml l<sup>-1</sup> eine Abweichung von 3 ml l<sup>-1</sup> gegenüber dem zentralen Kap-Becken aufweist. Nördlich der Kongo-Mündung nimmt die Mächtigkeit und Intensität der SMZ langsam wieder ab (Schulz et al. 1992).

Zu (3): Im Gegensatz zu den beschriebenen Hochproduktionsgebieten zeichnet sich der küstenferne Ozean im Südwesten des Arbeitsgebietes durch generell geringe und saisonal schwankende Primärproduktionsraten im Oberflächenwasser aus. Am Ende des Südwinters führt die vertikale Durchmischung der oberflächennahen Wassersäule nur kurzzeitig zum Auftrieb von nährstoffreicheren Wassermassen. Infolgedessen stellt sich im Frühling eine Planktonblüte ein, die ein

### 3 Untersuchungsgebiet

---

schwaches saisonales Maximum der Primärproduktion und Nahrungsflüsse bedingt (Lohmann 1992).

#### 3.4 Sedimente

##### 3.4.1 Oberflächensedimente

Die rezente Sedimentbedeckung des östlichen Südatlantiks ist abhängig von der Produktion biogener Partikel, von Lösungs- und Transportprozessen während und nach der Ablagerung dieser Partikel sowie vom Eintrag terrigenen Materials. Die pelagische Sedimentation wird im Arbeitsgebiet überwiegend durch die Produktion und Ablagerung biogener Karbonatpartikel, im wesentlichen von Gehäusen planktischer Foraminiferen und Coccolithen, bestimmt (Wefer et al. 1988, 1990a, Schulz et al. 1992). Die Veränderung dieses primären Karbonatsignals erfolgt zum einen durch Lösungsprozesse in Abhängigkeit von der Wassertiefe, der Hydrographie und im Zusammenhang mit dem Abbau organischer Substanz, zum anderen durch die Verdünnung mit terrigenen Partikeln, die vom afrikanischen Kontinent über den Schelf und den Kontinentalhang bis in die Tiefsee eingetragen werden (Ellis & Moore 1973, Berger 1979, Embley & Morley 1980, Berger et al. 1982, Thunell 1982, Balsam & McCoy 1987).

Die Oberflächensedimente auf dem Walfisch-Rücken bestehen zu über 90 % aus Karbonat (Abb. 4). Dies steht im Einklang mit einer Ablagerungstiefe weit oberhalb der Kalzitlysokline, dem geringen Eintrag von organischem Kohlenstoff (vgl. Abb. 5) und einer stark eingeschränkten Sedimentation von terrigenem Material. Die Asymmetrie im Karbonatgehalt zwischen den tiefen Bereichen des Angola- und Kap-Beckens kann durch ihre unterschiedliche hydrographische Situation erklärt werden. Das NADW, das im Angola-Becken auch die tiefsten Beckenbereiche ausfüllt, ist mit  $\text{CO}_3^{2-}$ -Konzentrationen um  $110 \mu\text{mol kg}^{-1}$  an Karbonat übersättigt, das LCDW, das im Kap-Becken unterhalb von etwa 4000 m anzutreffen ist, dagegen mit etwa  $80 \mu\text{mol kg}^{-1}$  leicht untersättigt (Broecker & Peng 1982). Dementsprechend liegt im Angola-Becken die Kalzitlysokline in etwa 4900 m und die Kalzitkompensationstiefe unterhalb von 5400 m Wassertiefe, im Kap-Becken dagegen schon in etwa 4500 m bzw. 5100 m (Ellis & Moore 1973, Thunell 1982).

Die hemipelagischen Sedimente entlang des südwestafrikanischen Kontinentalhangs sind durch eine Abnahme der Karbonatgehalte von Süden nach Norden gekennzeichnet. Entlang der ariden Küste südlich des Walfisch-Rückens gelangen terrigene Partikel fast ausschließlich durch Windtransport über den Südost-Passat in den marinen Ablagerungsraum. Im Gegensatz dazu wird nördlich des Walfisch-Rückens über den Kunene und Kongo eine große Menge flußtransportierten Materials aus dem relativ humiden Hinterland angeliefert. Dieses überwiegend pelitische Material gelangt zunächst auf dem Schelf und oberen Kontinentalhang zur Ablagerung, wird aber anschließend über Trübestrome und Rutschungen, insbesondere vor den Flußmündungen, bis in die abyssalen Bereiche des Angola-Beckens verteilt (Embley & Morley 1980).



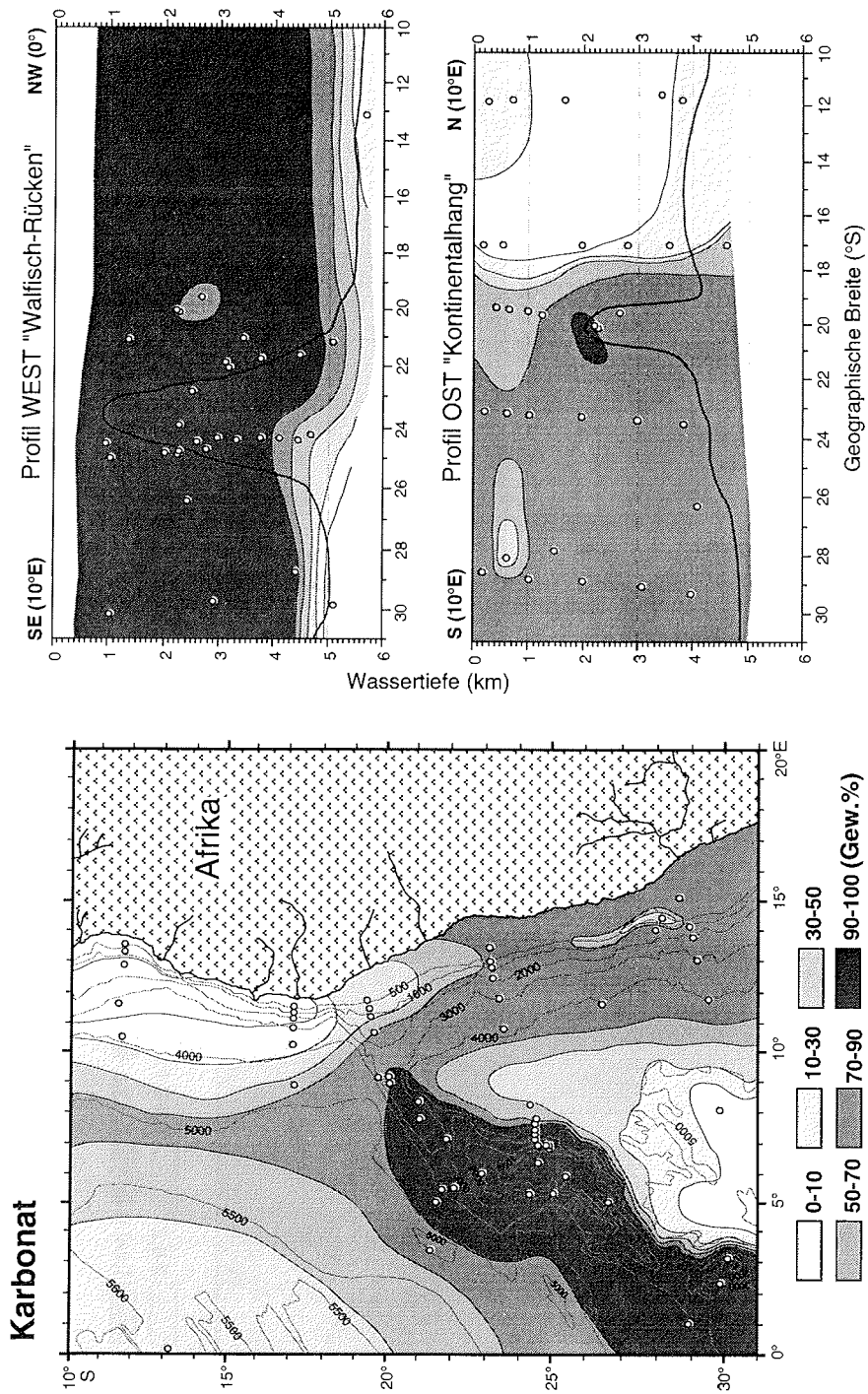
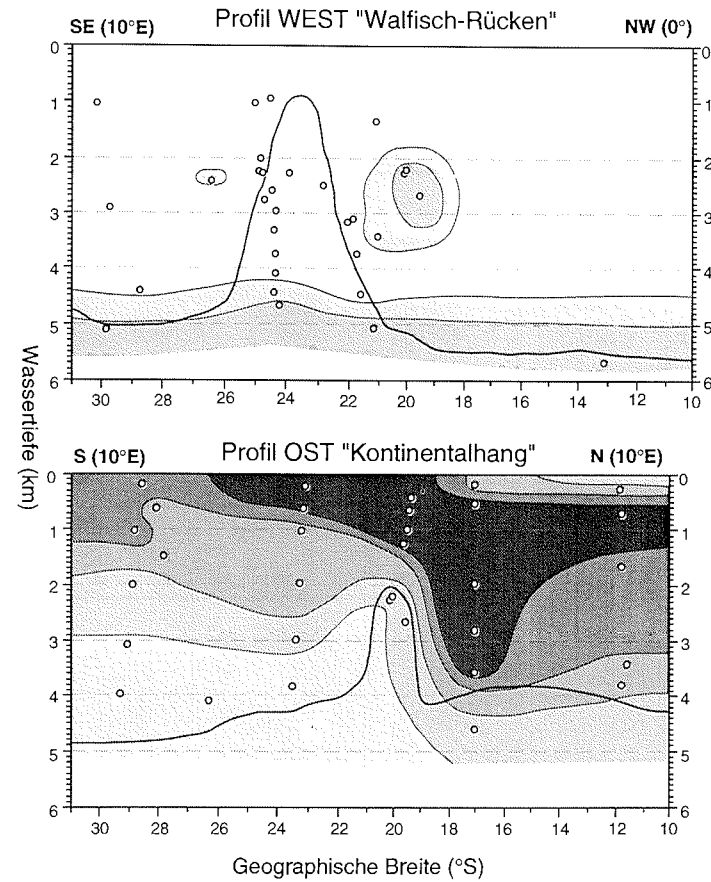
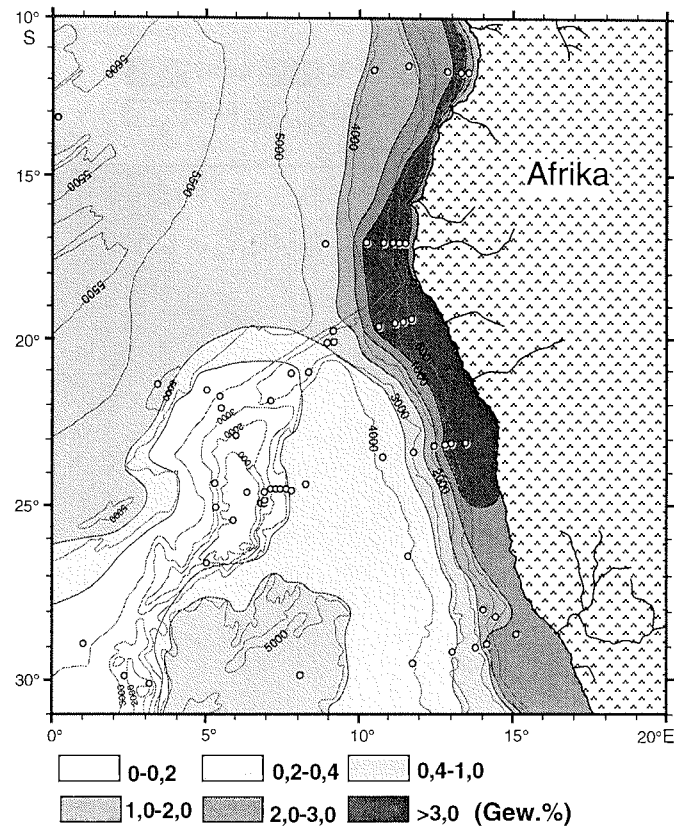


Abb. 4: Karbonatgehalte in den Oberflächensedimenten des Arbeitsgebietes (nach unveröffentl. Daten P. Müller).

## Organischer Kohlenstoff



**Abb. 5:** Gehalte an organischem Kohlenstoff (Corg) in den Oberflächensedimenten des Arbeitsgebietes (nach unveröffentl. Daten P. Müller).

# Porosität

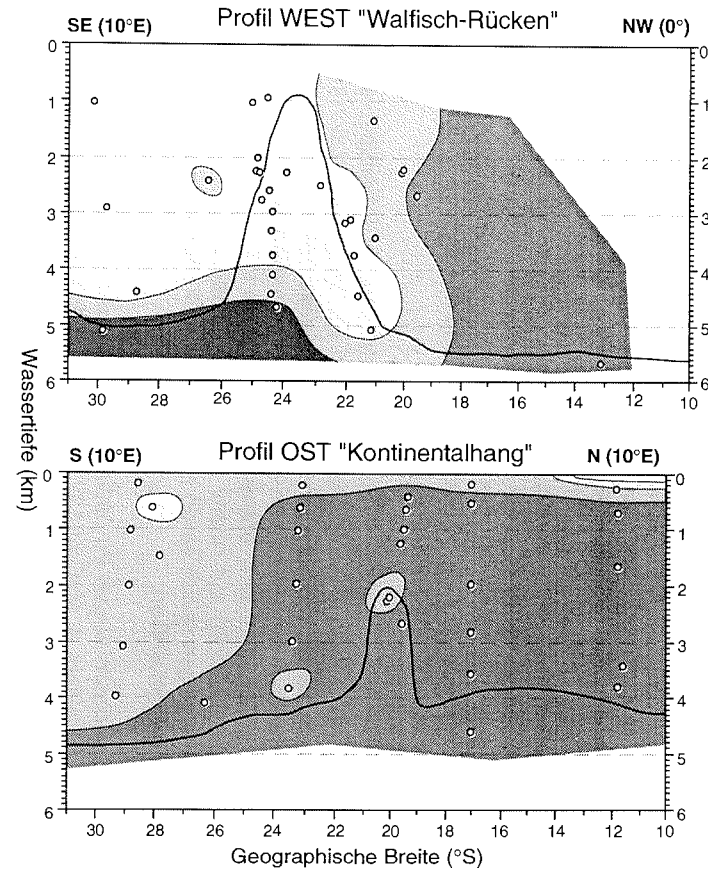
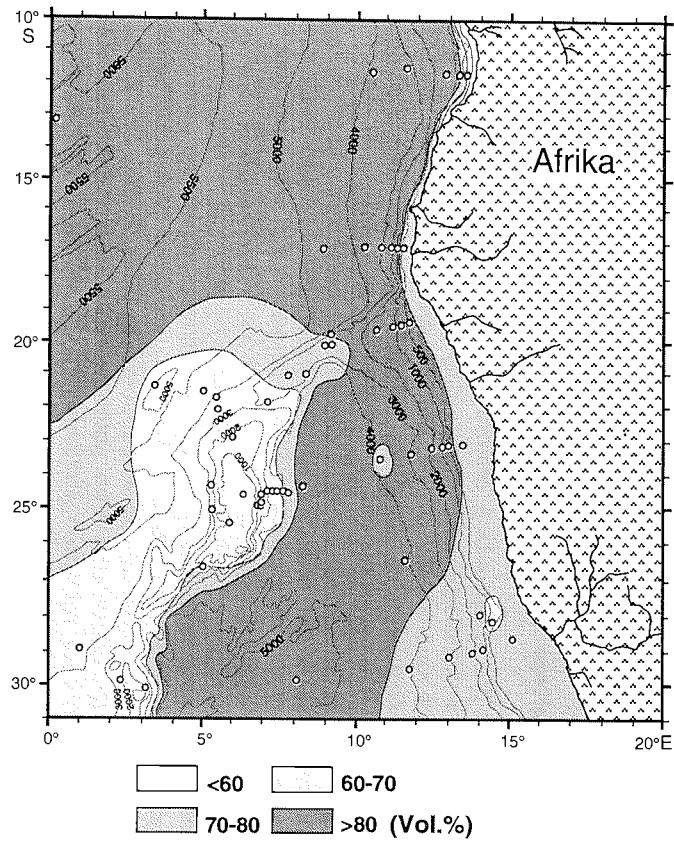


Abb. 6: Porosität der Oberflächensedimente im Arbeitsgebiet (nach unveröffentl. Daten P. Müller).

Die Gehalte an organischem Kohlenstoff im Oberflächensediment (Abb. 5) spiegeln im wesentlichen die Primärproduktion im Oberflächenwasser, die Ablagerungstiefe sowie die Sedimentationsrate wider (Müller & Suess 1979, Sarnthein et al. 1988, Berger et al. 1989). Die  $C_{org}$ -Gehalte in den Regionen des südwestafrikanischen Schelfes und oberen Kontinentalhangs, die im Einflußbereich des Küstenauftriebs liegen, erreichen zum Teil weit über 3 %. Hierbei zeichnet sich insbesondere der Bereich des Kunene-Sedimentfächers durch ausgesprochen hohe  $C_{org}$ -Gehalte bis in fast 4000 m Wassertiefe aus. In den karbonatreichen Sedimenten der küstenfernen Bereiche des Walfisch-Rückens, gekennzeichnet durch geringe Produktionsraten im Oberflächenwasser, sind mit Werten unter 0,2 % die niedrigsten  $C_{org}$ -Gehalte anzutreffen (Abb. 5).

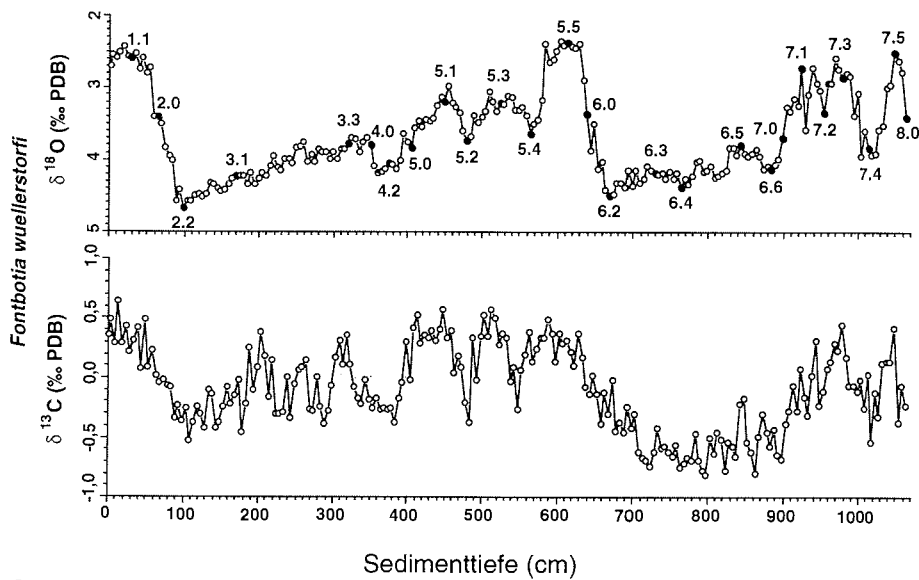
Zur weiteren Charakterisierung der Oberflächensedimente im Arbeitsgebiet wurden die ermittelten Porositätswerte herangezogen (Abb. 6), die grundsätzlich die Korngrößenverteilung im Sediment widerspiegeln (vgl. Melles 1991). Demnach weisen niedrige Porositäten auf dem Walfisch-Rücken (Foraminiferensande) und entlang des afrikanischen Schelfes und oberen Kontinentalhangs (terrigen dominierte Sande und Glaukonitsande) auf relativ hohe Sandgehalte hin. Die tiefen Beckenbereiche werden dagegen durch einen hohen Pelitanteil charakterisiert, der sich in hohen Porositätswerten äußert.

Die Sedimentationsraten liegen im östlichen Südatlantik durchschnittlich zwischen 2 und 4 cm ka<sup>-1</sup> (Balsam & McCoy 1987). Auf dem Walfisch-Rücken und im Kap-Becken gehen sie jedoch bis unter 1 cm ka<sup>-1</sup> zurück (Embley & Morley 1980). Dagegen liegen die Sedimentationsraten der hemipelagischen Ablagerungen entlang des südwestafrikanischen Kontinentalhangs meist weit über 4 cm ka<sup>-1</sup> und erreichen vor der Kunene-Mündung sogar Werte bis über 200 cm ka<sup>-1</sup> (Schneider 1991, Gingele 1992).

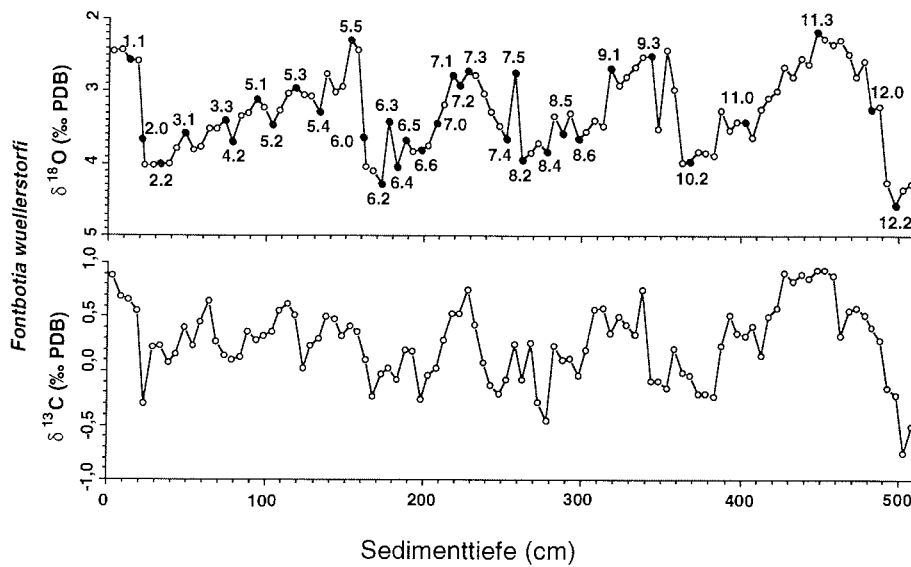
#### 3.4.2 Spätquartäre Sedimente

Als Beispiel für die spätquartäre Sedimentation im Arbeitsgebiet wurden in den Abb. 8 und 9 die Lithologie und ausgewählte sedimentologische Parameter des bearbeiteten Kernmaterials dargestellt. Die Alterseinstufung der parallelisierten Abfolgen der Großkastengreifer- und Schwerelotkerne erfolgte über den graphischen Vergleich der  $\delta^{18}O$ -Kurven mit der SPECMAP-Kurve (Imbrie et al. 1984) (Abb. 7). Das Kernmaterial der Station GeoB1710 vom afrikanischen Kontinentalhang erfaßt demnach etwa die letzten 245.000 Jahre. Die mittleren Sedimentationsraten liegen hier während der Interglaziale bei 4,1 cm ka<sup>-1</sup> und während der Glaziale (inklusive Isotopenstadium 3) bei 5,4 cm ka<sup>-1</sup>. Im Vergleich dazu sind im Kernmaterial der küstenfernen Station GeoB1214 etwa die letzten 435.000 Jahre überliefert. Hier liegen die mittleren Sedimentationsraten während der Interglaziale bei 1,5 cm ka<sup>-1</sup> und während der Glaziale (inklusive Isotopenstadium 3) bei 1,1 cm ka<sup>-1</sup>. Unter Verwendung eines Computer-Programms von Paillard et al. (1992) wurden die gegen das Alter aufgetragenen Parameter in den Abb. 31-34 (Kap. 7) je nach ihrer zeitlichen Auflösung in 1000er bis 4000er Jahres-Schritten interpoliert.

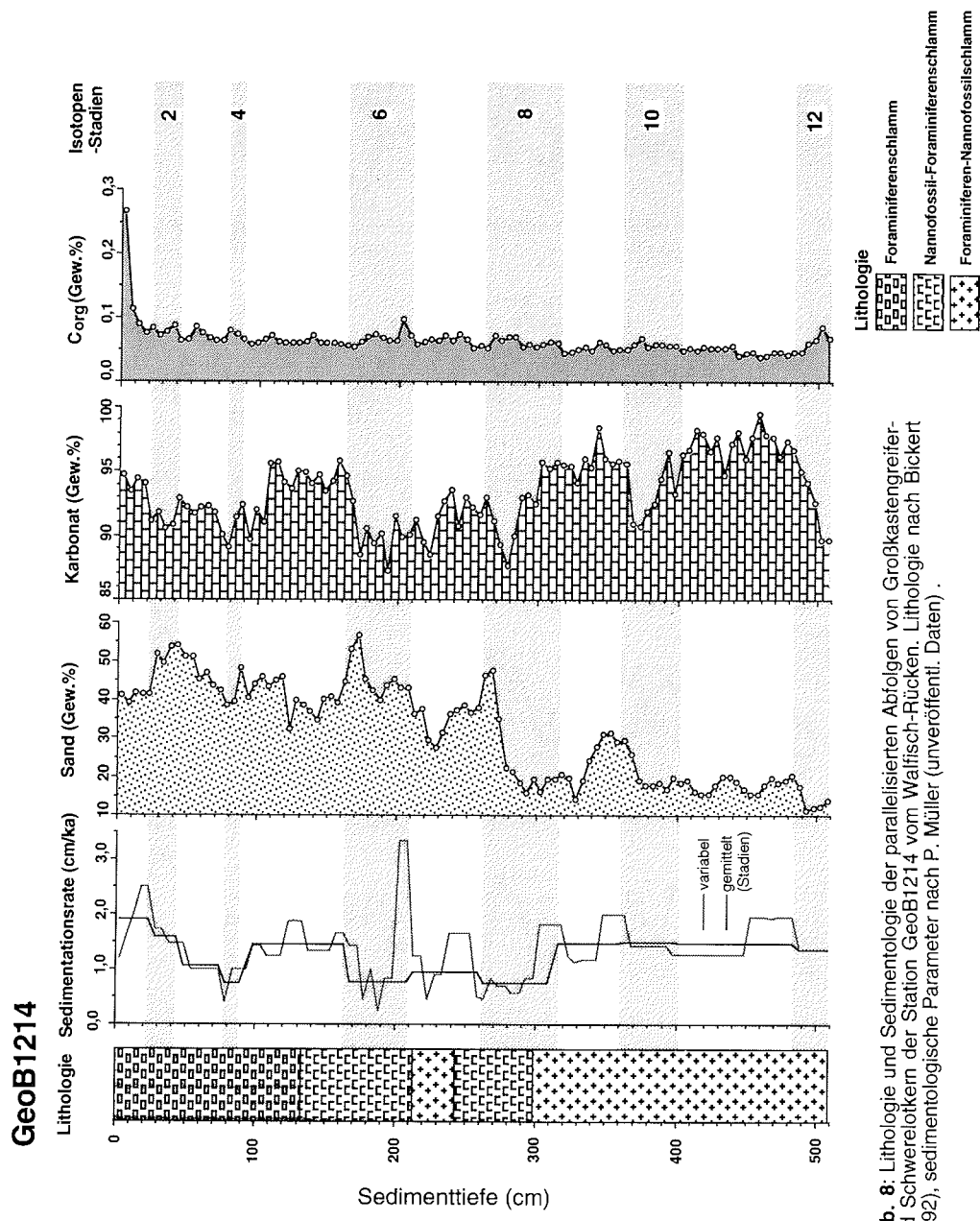
## GeoB1710



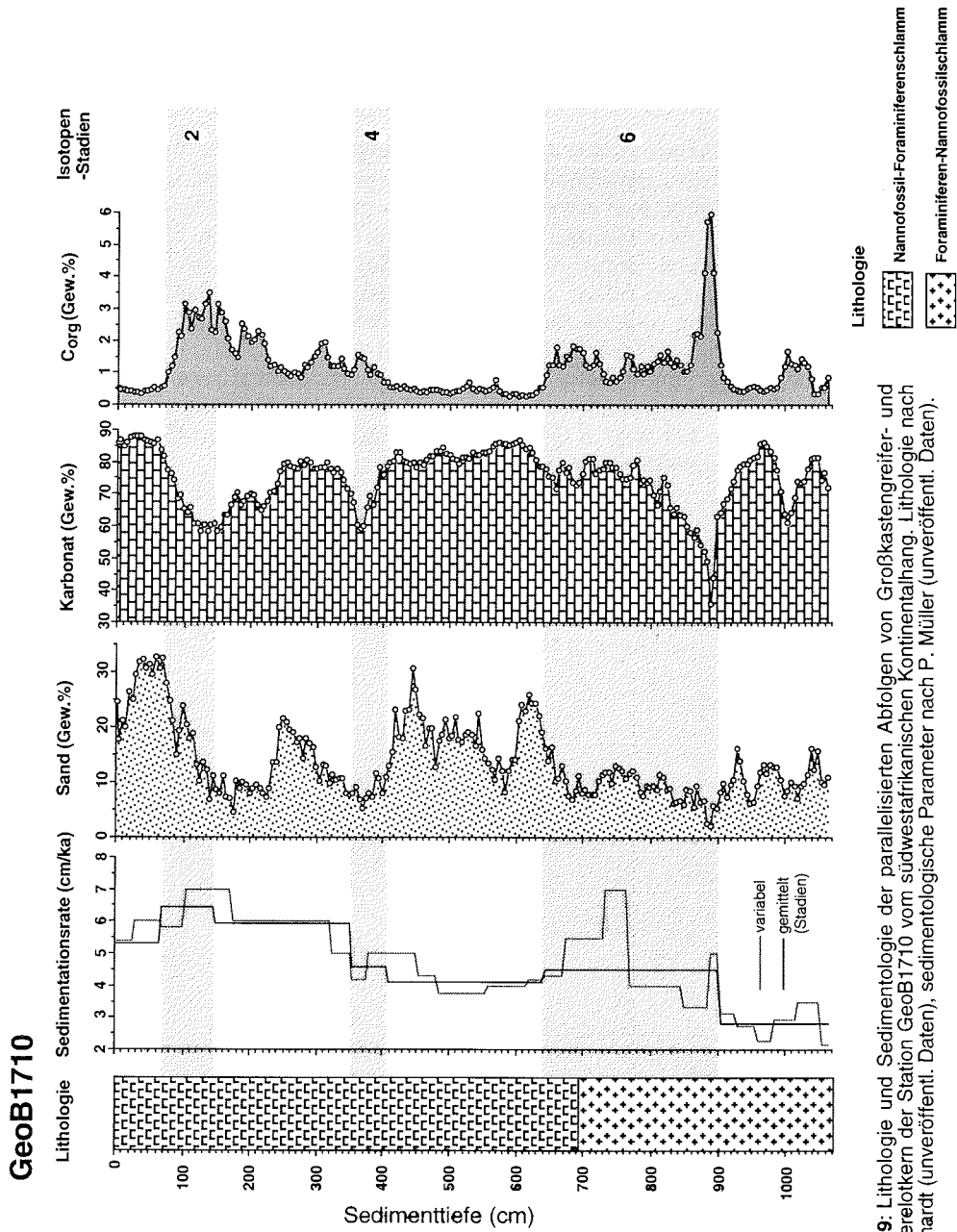
## GeoB1214



**Abb. 7:** Stratigraphische Einstufung der zusammengesetzten Sedimentabfolgen von Großkastengreifer und Schwerelot der bearbeiteten Stationen anhand von stabilen Sauerstoff- und Kohlenstoffisotopendaten (nach Bickert 1992, unveröffentl. Daten).



**Abb. 8:** Lithologie und Sedimentologie der parallelisierten Abfolgen von Großkastengreifer- und Schwerelotkern der Station GeoB1214 vom Wallfisch-Rücken. Lithologie nach Bickert (1992), sedimentologische Parameter nach P. Müller (unveröffentl. Daten).



**Abb. 9:** Lithologie und Sedimentologie der parallelisierten Abfolgen von Großkastengreifer- und Schwereletern der Station GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentalschelf. Lithologie nach I. Ehrhardt (unveröffentl. Daten), sedimentologische Parameter nach P. Müller (unveröffentl. Daten).

### 3 Untersuchungsgebiet

---

Beide Kerne bestehen aus durchwegs bioturbaten biogenen Schlämmen, die von Gehäusen planktischer Foraminiferen und von Coccolithen dominiert werden (Bickert 1992, I. Ehrhardt unveröffentl. Daten). Das lithologische Spektrum reicht daher von Foraminiferenschlamm (Foraminiferenanteil >50 %) über Nannofossil-Foraminiferenschlamm (Foraminiferenanteil 25-50 %) bis hin zu Foraminiferen-Nannofossilschlamm (Foraminiferenanteil 10-25 %).

Die Sedimentfarbe, insbesondere der Grauton, hängt generell vom Karbonatgehalt ab, wobei hohe Gehalte mit sehr hellen Farben, geringere Karbonatgehalte und höhere Anteile terrigener Komponenten dagegen mit etwas dunkleren Farbtönen einhergehen. In den überlieferten Karbonat- und  $C_{org}$ -Gehalten sind zwischen beiden Kernen deutliche Unterschiede ausgeprägt. Die Karbonatwerte sind am Walfisch-Rücken deutlich höher als am afrikanischen Kontinentalhang, zeigen jedoch an beiden Orten relative Schwankungen, die mit den spätquartären Klima-wechseln einhergehen, wobei die Werte in den Glazialzeiten generell zurückgehen. Während der organische Kohlenstoff am Walfisch-Rücken weitgehend abgebaut ist, liegen die Gehalte am afrikanischen Kontinentalhang um etwa eine Zehnerpotenz höher. Mit über 3 Gew % werden hier die höchsten Gehalte in den kaltzeitlichen Isotopenstadien 2-4 und 6 erreicht.



## 4 MATERIAL UND METHODEN

### 4.1 Probenmaterial und Probennahme

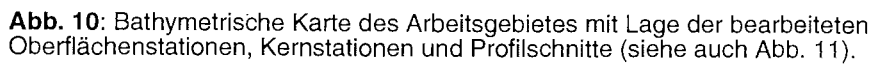
Die im Rahmen dieser Arbeit untersuchten Oberflächenproben und Sedimentkerne wurden zwischen 1988 und 1992 während der Fahrtabschnitte M 6/6, M 12/1 und M 20/2 mit dem Forschungsschiff "Meteor" sowie während des Fahrtabschnittes ANT IX/4 mit dem Forschungsschiff "Polarstern" gewonnen (Wefer et al. 1988, 1990a, Schulz et al. 1992, Bathmann et al. 1992).

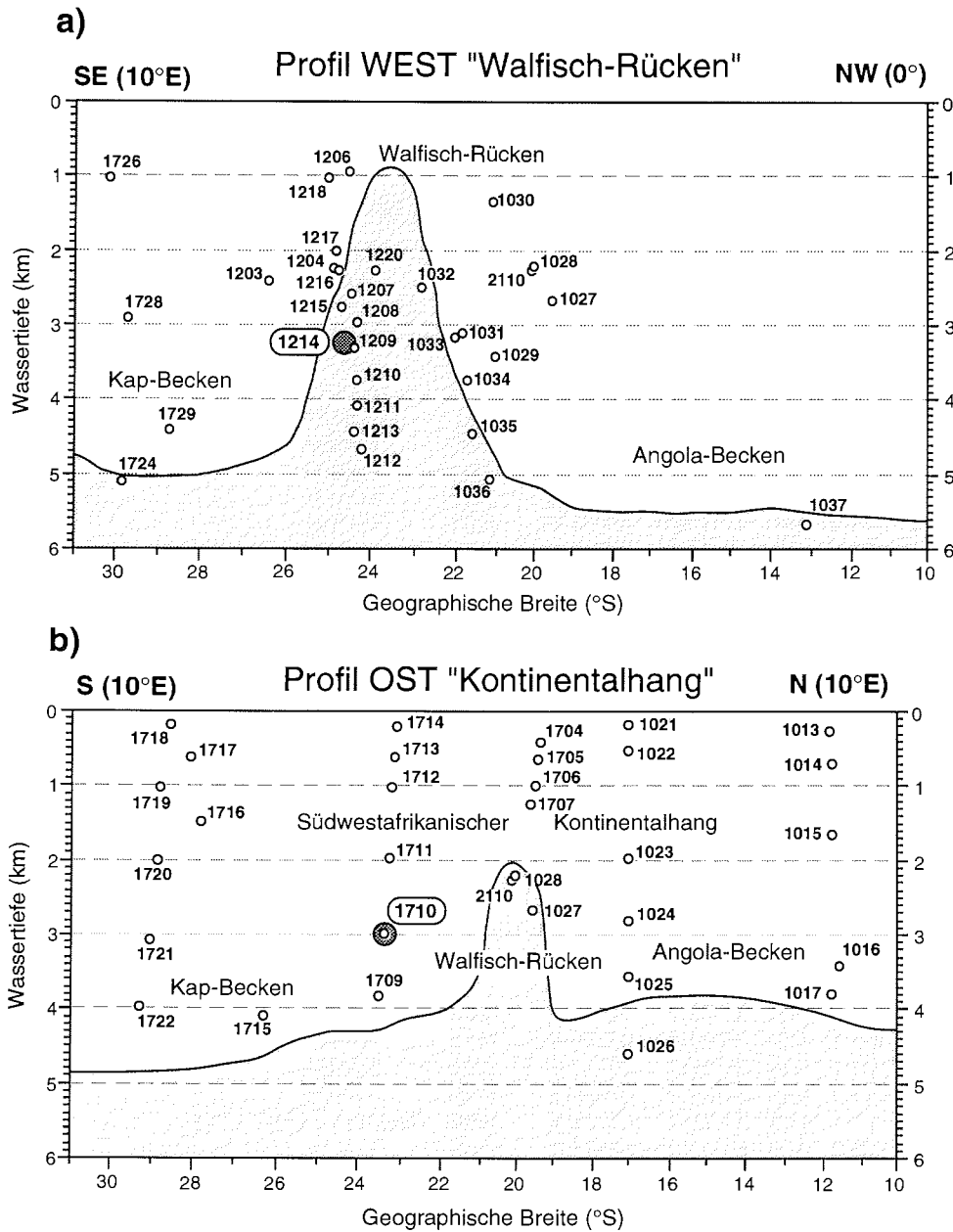
Die bearbeiteten 60 Oberflächensedimentproben stammen vom südwestafrikanischen Kontinentalhang, dem Walfisch-Rücken und den angrenzenden Tiefseebereichen des Angola- und Kap-Beckens. Sie decken bezüglich der physikochemischen Eigenschaften der jeweiligen Wassermasse, der Nährstoffsituation und der Sedimentzusammensetzung sehr unterschiedliche Lebensräume in Wassertiefen zwischen 167 und 5684 m ab (Abb. 10, 11, Tab. 2). Für die Gewinnung dieser Proben wurde überwiegend der Großkastengreifer (GKG), nur in einem Fall der Multicorer (MUC) eingesetzt.

Die Erfassung von rezenten benthischen Foraminiferenfaunen setzt eine weitgehend ungestörte Sedimentoberfläche voraus, wie sie mit dem Großkastengreifer und, in besonderem Maße, mit dem Multicorer erhalten werden kann (Barnett et al. 1984, Weaver & Schultheiss 1990). Die 50x50 cm messende Sedimentoberfläche des Kastengreifers wurde standardmäßig für verschiedene geowissenschaftliche Fragestellungen beprobt (Wefer et al. 1988, 1990a, Schulz et al. 1992). Für die faunistische Bearbeitung benthischer Foraminiferen wurden 200 cm<sup>2</sup> bzw. 400 cm<sup>2</sup> der obersten 0,5-1 cm der Sedimentoberfläche mit einem Bengalrosa-Ethanol-Gemisch (1g l<sup>-1</sup>) in Weithals-Kautexflaschen konserviert und bis zur weiteren Bearbeitung im Kühlraum bei +4 °C gelagert. Die Beprobung des Multicorers erfolgte an 5 Rohren (Ø 6 cm), wobei die obersten 5 cm des Sedimentes zentimeterweise sowie die Intervalle 7-8 cm, 10-11 cm und 14-15 cm in Scheiben entsprechend den GKG-Proben sofort mit Bengalrosa gefärbtem Ethanol konserviert wurden (Bathmann et al. 1992).

Gleichzeitig mit den Geräten der Oberflächenbeprobung wurden auf mehreren Stationen der Fahrtabschnitte M 20/2 und ANT IX/4 zur Kennzeichnung der Wassermassenstratifizierung mit einer CTD-Festspeichersonde profilierende Messungen von Temperatur, Salinität und Sauerstoffgehalt in der Wassersäule durchgeführt (Schulz et al. 1992, Bathmann et al. 1992).

Für die Bearbeitung spätquartärer Sedimente wurde der 5,08 m lange Schwerelotkern GeoB1214-1 zusammen mit dem ergänzenden 29 cm langen Großkastengreiferkern GeoB1214-2 aus 3210 bzw. 3220 m Wassertiefe des nordwestlichen Kap-Beckens sowie der 10,72 m lange Schwerelotkern GeoB1710-3 zusammen mit dem ergänzenden 33 cm langen Großkastengreiferkern GeoB1710-2 aus 2987 m Wassertiefe des südwestafrikanischen Kontinentalhanges vor Namibia ausgewählt (Abb. 10, 11, Tab. 3). Beide Kernpositionen liegen heute im Einflußbereich des Nordatlantischen





**Abb. 11:** Projektion aller Probenstationen westlich 8°30'E zuzüglich der Stationen GeoB1027, GeoB1028 und PS2110 auf eine Profilebene über den küstenfernen Walfisch-Rücken und aller Probenstationen östlich 8°30'E auf eine Profilebene entlang des südwestafrikanischen Kontinentalrandes (siehe auch Abb. 10).

**Tab. 2:** Verzeichnis der bearbeiteten Sedimentoberflächenproben.

Station	Gerät	Geogr. Breite (°S)	Geogr. Länge (°E)	Wasser- tiefe (m)	Wasser- masse	Corg- Fluß (gCm <sup>-2</sup> a <sup>-1</sup> )	Ober- fläche gestört
"Meteor" - Fahrtabschnitt M 6/6 (18.02.-23.03.1988)							
GeoB1013-2	GKG	11°47,9'	13°26,8'	250	SACW	14,4	
GeoB1014-2	GKG	11°47,2'	13°18,3'	701	AAIW	5,1	
GeoB1015-2	GKG	11°46,7'	12°50,8'	1638	UCDW/NADW	3,7	
GeoB1016-2	GKG	11°35,2'	11°41,8'	3410	NADW	1,9	
GeoB1017-3	GKG	11°44,4'	10°33,0'	3809	NADW	1,8	
GeoB1021-3	GKG	17°10,6'	11°24,2'	173	SACW	20,8	
GeoB1022-3	GKG	17°10,5'	11°18,0'	531	SACW/AAIW	6,8	
GeoB1023-2	GKG	17°09,7'	11°00,6'	1965	NADW	3,4	
GeoB1024-3	GKG	17°09,7'	10°40,9'	2802	NADW	2,9	
GeoB1025-2	GKG	17°09,9'	10°14,5'	3565	NADW	2,7	
GeoB1026-3	GKG	17°10,2'	08°54,4'	4601	NADW	1,7	
GeoB1027-2	GKG	19°39,3'	09°08,3'	2668	NADW	2,0	
GeoB1028-4	GKG	20°06,0'	09°10,7'	2215	NADW	2,2	
GeoB1029-1	GKG	21°03,8'	08°13,7'	3420	NADW	1,3	
GeoB1030-3	GKG	21°04,6'	07°46,7'	1326	UCDW	2,1	
GeoB1031-1	GKG	21°53,4'	07°06,1'	3103	NADW	0,9	
GeoB1032-2	GKG	22°54,8'	06°01,6'	2499	NADW	0,8	
GeoB1033-3	GKG	22°03,2'	05°32,1'	3147	NADW	0,7	
GeoB1034-1	GKG	21°43,3'	05°25,8'	3731	NADW	0,7	
GeoB1035-3	GKG	21°36,1'	05°01,9'	4450	NADW	0,6	
GeoB1036-3	GKG	21°11,2'	03°19,3'	5071	NADW	0,5	
GeoB1037-1	GKG	13°09,4'	00°08,6'	5684	NADW	0,8	
"Meteor" - Fahrtabschnitt M 12/1 (13.03.-14.04.1990)							
GeoB1203-2	GKG	26°32,9'	05°01,0'	2395	NADW	0,4	
GeoB1204-3	GKG	25°02,7'	05°29,9'	2241	NADW	0,4	
GeoB1206-1	GKG	24°40,2'	06°29,3'	940	AAIW	0,7	x
GeoB1207-2	GKG	24°35,9'	06°51,3'	2593	NADW	0,7	
GeoB1208-1	GKG	24°29,5'	07°06,8'	2971	NADW	0,7	
GeoB1209-1	GKG	24°30,7'	07°17,0'	3303	NADW	0,7	
GeoB1210-3	GKG	24°29,1'	07°26,3'	3750	NADW	0,7	
GeoB1211-1	GKG	24°28,4'	07°32,2'	4089	NADW/LCDW	0,6	
GeoB1212-2	GKG	24°19,9'	08°15,0'	4669	LCDW	0,8	
GeoB1213-2	GKG	24°31,9'	07°41,8'	4427	LCDW	0,6	
GeoB1215-1	GKG	24°50,2'	06°50,7'	2761	NADW	0,7	
GeoB1216-2	GKG	24°55,5'	06°47,3'	2263	NADW	0,8	
GeoB1217-1	GKG	24°56,7'	06°43,5'	2007	NADW	0,8	
GeoB1218-1	GKG	25°10,1'	05°55,1'	1023	AAIW/UCDW	0,9	
GeoB1220-2	GKG	24°02,0'	05°18,4'	2266	NADW	0,6	

## "Meteor" - Fahrtabschnitt M 20/2 (27.12.-03.02.1992)

GeoB1704-1	GKG	19°24,4′	11°36,7′	399	SACW	9,0	
GeoB1705-2	GKG	19°30,0′	11°22,9′	647	AAIW	5,6	
GeoB1706-1	GKG	19°33,7′	11°10,5′	980	AAIW	3,7	
GeoB1707-2	GKG	19°41,7′	10°39,3′	1234	UCDW	4,3	
GeoB1709-3	GKG	23°35,3′	10°45,5′	3837	NADW	1,3	x
GeoB1710-2	GKG	23°25,8′	11°42,2′	2987	NADW	2,0	
GeoB1711-5	GKG	23°19,0′	12°22,7′	1964	NADW	3,4	
GeoB1712-2	GKG	23°15,3′	12°48,2′	1007	AAIW	4,8	
GeoB1713-6	GKG	23°13,2′	13°00,9′	597	SACW/AAIW	6,0	
GeoB1714-1	GKG	23°08,2′	13°32,5′	200	SACW	18,0	
GeoB1715-1	GKG	26°28,6′	11°38,2′	4097	LCDW/NADW	0,8	
GeoB1716-2	GKG	27°57,3′	14°00,3′	1481	UCDW	2,7	
GeoB1717-2	GKG	28°12,5′	14°25,4′	603	SACW/AAIW	6,0	
GeoB1718-1	GKG	28°42,5′	15°12,6′	167	SACW	21,6	
GeoB1719-5	GKG	28°55,5′	14°10,4′	1024	AAIW	3,3	
GeoB1720-4	GKG	29°00,0′	13°49,7′	2011	NADW	1,7	
GeoB1721-4	GKG	29°10,5′	13°05,3′	3079	NADW	0,9	
GeoB1722-3	GKG	29°26,9′	11°45,0′	3971	NADW/LCDW	0,9	
GeoB1724-4	GKG	29°58,3′	08°02,5′	5102	LCDW	0,5	
GeoB1726-2	GKG	30°16,2′	03°15,7′	1006	AAIW	0,7	x
GeoB1728-3	GKG	29°50,3′	02°24,4′	2887	NADW	0,4	
GeoB1729-1	GKG	28°53,5′	01°00,1′	4401	LCDW	0,3	x

## "Polarstern" - Fahrtabschnitt ANT IX/4 (30.03.-13.05.1991)

PS2110-1	MUC	20°07,1′	08°58,2′	2262	NADW	2,2	
----------	-----	----------	----------	------	------	-----	--

Tab. 3: Verzeichnis der bearbeiteten Sedimentkerne.

Station	Gerät	Geogr. Breite (°S)	Geogr. Länge (°E)	Wasser- tiefe (m)	Wasser- masse (rezept)	Corg- Fluß (rezept)	Kern- länge (cm)
"Meteor" - Fahrtabschnitt M 12/1 (13.03.-14.04.1990)							
GeoB1214-1	SL	24°41,4′	07°14,4′	3210	NADW	0,6	508
GeoB1214-2	GKG	24°41,4′	07°14,5′	3220	NADW	0,6	29
"Meteor" - Fahrtabschnitt M 20/2 (27.12.-03.02.1992)							
GeoB1710-3	SL	23°25,9′	11°41,9′	2987	NADW	2,0	1072
GeoB1710-2	GKG	23°25,8′	11°42,2′	2987	NADW	2,0	33

## 4 Material und Methoden

---

Tiefenwassers (NADW). Die heutigen Flußraten von organischem Kohlenstoff sind jedoch deutlich verschieden: relativ hoher  $C_{org}$ -Eintrag an der Station GeoB1710 im Einflußbereich des küstennahen Auftriebs und sehr niedriger  $C_{org}$ -Eintrag an der küstenfernen Station GeoB1214 (siehe Kap. 3.3).

Die Kerne wurden bereits an Bord von FS "Meteor" geöffnet, beschrieben und für sedimentologische, isotopengeologische und mikropaläontologische Untersuchungen nach einem Standardschema mittels paralleler Spritzenserien (10 ml) in 5 cm-Abständen (Schwerelotkerne) bzw. 3 cm-Abständen (Großkastengreiferkerne) beprobt. Die Proben verblieben bis zur weiteren Bearbeitung bei etwa +4 °C im Kühlraum.

Eine vorläufige biostratigraphische Einstufung anhand der Häufigkeitsverteilung der *Globorotalia menardii*-Gruppe nach Ericson & Wollin (1968), sowie weiterreichende Untersuchungen bestätigten für beide Kerne eine weitgehend ungestörte Sedimentabfolge (Wefer et al. 1990a, Schulz et al. 1992, Bickert 1992, unveröffentl. Daten).

Die obersten Zentimeter der Sedimentoberfläche sind im Schwerelot jedoch häufig gestört oder fehlen sogar völlig. Daher erfolgte die Darstellung der Kernparameter innerhalb dieser Arbeit als Kombination der parallelisierten Sedimentabfolgen von Großkastengreifer- und Schwerelotkern einer Station. So wurde für GeoB1214-1 SL ein vernachlässigbarer, für GeoB1710-3 SL jedoch etwa 6 cm Kernverlust an der Oberfläche nachgewiesen (Bickert 1992, unveröffentl. Daten).

### 4.2 Probenaufbereitung

Die wesentlichen Schritte der Probenaufbereitung sind in Abb. 12 dargestellt. Nach Bestimmung des Naßvolumens wurden die gefärbten Oberflächenproben zum Abtrennen der Sandfraktion über einem 63 µm-Sieb vorsichtig geschlämmt, um leicht zerbrechliche agglutinierende Gehäuse nicht zu zerstören. Der Rückstand wurde bei 60 °C getrocknet, eingewogen und anschließend mit Hilfe zweier Siebe in die Korngrößenfraktionen 63-125 µm, 125 µm-2 mm und >2 mm aufgetrennt. Die Aufbereitung der am Sedimentkern entnommenen Proben erfolgte in gleicher Weise.

Auf die Beschreibung der methodischen Schritte zur Bestimmung verschiedener sedimentologischer und isotopengeologischer Parameter, wie Kohlenstoffgehalt, Gehalt an organischem Kohlenstoff, Anteil der Sandfraktion am Gesamtsediment, Dichte des Trockensedimentes sowie der stabilen Sauerstoff- und Kohlenstoffisotopenverhältnisse wird an dieser Stelle verzichtet. Entsprechende Daten wurden für diese Arbeit aus der Literatur entnommen und sind dort im Zusammenhang dokumentiert und diskutiert (Schneider 1991, Bickert 1992, unveröffentl. Daten, P. Müller unveröffentl. Daten).

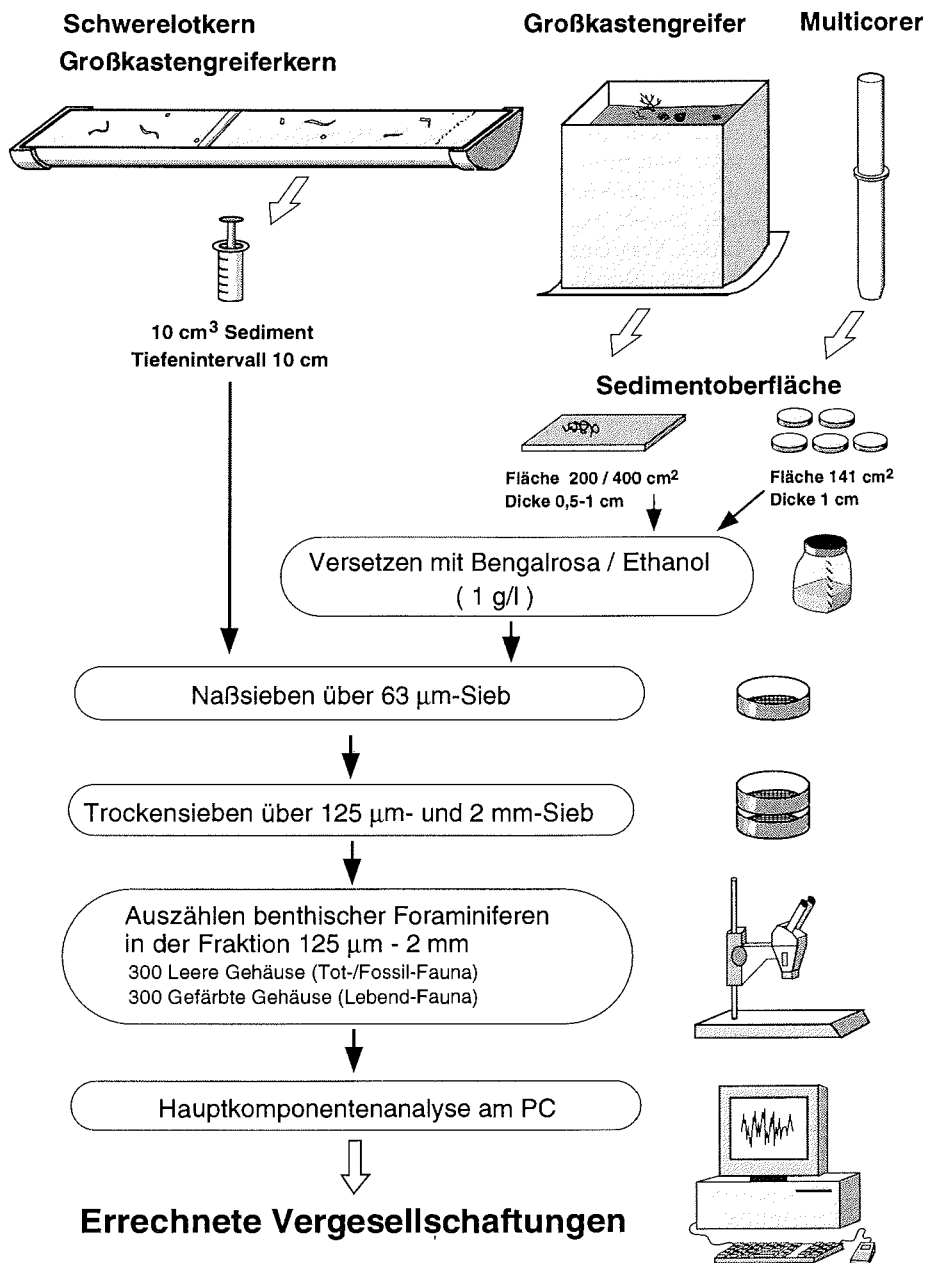


Abb. 12: Flußdiagramm der Probennahme, Probenbearbeitung und Auswertung.

### 4.3 Zählmethodik

Bei der Bearbeitung benthischer Foraminiferen werden je nach Autor häufig unterschiedliche Größenklassen betrachtet. Dies ist insbesondere im Hinblick auf Arten problematisch, deren Häufigkeitsmaxima innerhalb der Population unter 250  $\mu\text{m}$  liegen und die folglich bei Nichtbeachtung der Feinsandkomponente in den entsprechenden Ergebnissen unterrepräsentiert sind. Dieses Problem betrifft beispielsweise die Arten *Epistominella exigua* und *Eponides pusillus*, deren Häufigkeitsmaxima um 125  $\mu\text{m}$  oder darunter liegen (Gooday 1993). Der Großteil der benthischen Foraminiferen im Untersuchungsgebiet besitzt Gehäusedurchmesser von  $>125 \mu\text{m}$ . Daher wurde auf eine quantitative Bearbeitung der Fraktion 63-125  $\mu\text{m}$  verzichtet, die jedoch in anderen Regionen, wie beispielsweise im Arktischen Ozean, einen erheblichen Anteil stellen kann (Schröder et al. 1987, Wollenburg 1992).

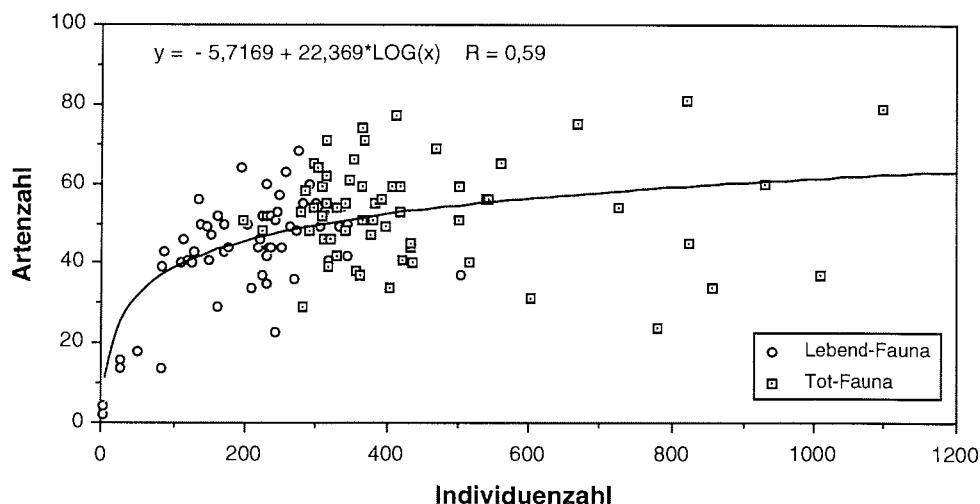
Die Fraktion 125  $\mu\text{m}$ -2 mm wurde unter Verwendung eines Mikroprobenteilers so geteilt, daß für die Lebendfauna (gefärbte Gehäuse) und für die Totfauna (ungefärbte Gehäuse) bzw. Fossilfauna aus den Sedimentkernen möglichst etwa 300 Individuen unter dem Binokular nach Arten bzw. Gattungen bestimmt und gezählt werden konnten.

Das Färben von Sedimentoberflächenproben mittels Bengalrosa wurde erstmals von Walton (1952) beschrieben und von Lutze (1964) vereinfachend modifiziert. Diese Methode ist heute am weitesten verbreitet, um zum Zeitpunkt der Probennahme lebende Foraminiferen von leeren Gehäusen zu unterscheiden. Das Foraminiferen-Protoplasma wird durch Bengalrosa kräftig rot angefärbt. Bakterienrasen, die sich an der Innenseite leerer Gehäuse bilden können, lassen sich meist durch eine gleichmäßige Rosa-Färbung erkennen. Häufig wird eine eindeutige Zuordnung, insbesondere bei verschiedenen agglutinierenden Arten, durch nur in geringen Mengen vorhandenes Protoplasma erschwert. Hinzu kommt, daß mehrere Wochen nach dem Absterben in den Gehäusen noch unabgebautes Protoplasma vorliegen kann (Boltovskoy & Lena 1970, Bernhard 1988). Die Unterscheidung zwischen lebenden und toten Individuen wurde dann durch das Anfeuchten gefärbter Foraminiferen mit Wasser oder im Zweifelsfalle durch das Aufbrechen der Gehäuse erleichtert (Mackensen et al. 1990).

Der logarithmische Verlauf der Beziehung zwischen Individuen- und Artenzahl der gezählten Oberflächenproben läßt erkennen, daß sich ab einer Anzahl von etwa 300 Individuen die Artenzahl nicht mehr wesentlich ändert (Abb. 13). Übereinstimmend mit zahlreichen anderen Arbeiten (u.a. Imbrie & Kipp 1971, Murray 1991) erscheint daher die angestrebte Summe von 300 ausgezählten Individuen pro Lebend- bzw. Totfauna, hinsichtlich der statistischen Vertrauenswürdigkeit der Rohdaten, ausreichend. Im Einzelnen wurden pro Oberflächenprobe zwischen 198 und 1100 (im Mittel 447) leere Gehäuse und zwischen 52 und 505 (im Mittel 218) lebende Individuen gezählt. Vier Oberflächenproben ließen durch sehr geringe Gehalte an lebenden Individuen (2-27 gezählte Individuen) oder schon bei der Bergung des Großkastengreifers deutlich eine Störung der Sedimentoberfläche erkennen



(Tab. 2, Wefer et al. 1990a, Schulz et al. 1992). Diese Proben wurden lediglich hinsichtlich ihrer Totfauna statistisch weiterbearbeitet. In den Kernproben wurden zwischen 230 und 591 (im Mittel 304) Gehäuse gezählt.



**Abb. 13:** Beziehung zwischen der Summe gezählter Individuen und Artenzahl der bearbeiteten Oberflächenproben.

Die gesamte Lebendfauna und ein repräsentativer Teil jeder Tot- bzw. Fossil-Fauna der ausgezählten Unterprobe wurde als Belegmaterial in "Fema"-Zellen ausgelesen. Zur Dokumentation wurden von allen wichtigen Arten Präparate für das Rasterelektronenmikroskop (SEM 515, Philips) hergestellt und Fotoaufnahmen angefertigt. Dazu wurden die Foraminiferen zunächst zusammen mit einem Tropfen Wasser auf Fotopapier aufgebracht, das zuvor mit doppelseitigem Klebeband und dem elektrisch leitfähigen Kleber Leit-C auf Aluminiumträger befestigt wurde. Die Präparate wurden mit Kohle und nachfolgend mit Gold bedampft (Edwards Coating System E306A).

#### 4.4 Berechnung von numerischen Faunenparametern

Die quantitative Erfassung der benthischen Foraminiferen ermöglicht die Berechnung verschiedener Parameter, die zur Charakterisierung einer Fauna herangezogen werden können. Hierzu dient die Berechnung von Siedlungsdichte, Foraminiferenzahl, Diversität und Äquität (Dominanz).

##### SIEDLUNGSDICHTE

Als Siedlungsdichte wird die Anzahl lebender (gefärbter) Individuen pro 10 cm<sup>2</sup> der Sedimentoberfläche mit einer Beprobungstiefe von maximal etwa 1 cm definiert. Da tiefer infaunal lebende Foraminiferen bei einer Beprobungstiefe von 0,5-1 cm nicht erfaßt werden, stellen die errechneten Siedlungsdichten Mindestwerte dar.

#### 4 Material und Methoden

---

$$SD = \frac{N_{\text{lebend}}}{TV \cdot OfI} \cdot 10 \quad (1)$$

mit

SD = Siedlungsdichte [ $N_{\text{lebend}} \cdot 10 \text{ cm}^{-2}$ ]

$N_{\text{lebend}}$  = Anzahl lebender Individuen in der Unterprobe

TV = Teilungsverhältnis der Unterprobe

OfI = Beprobte Sedimentoberfläche [ $\text{cm}^2$ ]

#### FORAMINIFERENZAHL

In den Oberflächenproben wird der Parameter Foraminiferenzahl als die Anzahl leerer Gehäuse pro  $10 \text{ cm}^2$  Sedimentoberfläche ausgedrückt. Die Bestimmung der Probenmasse innerhalb der Sedimentkerne ermöglicht die Berechnung von Foraminiferenzahlen bezogen auf das Trockengewicht der Sedimente. Unter Einbeziehung der Sedimentationsrate lassen sich zudem Akkumulationsraten für benthische Foraminiferengehäuse bestimmen.

$$BFZ_{\text{rezent}} = \frac{N_{\text{tot}}}{TV \cdot OfI} \cdot 10 \quad (2)$$

$$BFZ_{\text{Kern}} = \frac{N_{\text{fossil}}}{TV \cdot Gew} \quad (3)$$

$$BFAR_{\text{Kern}} = BFZ_{\text{Kern}} \cdot SR \cdot DBD \quad (4)$$

mit

$BFZ_{\text{rezent}}$  = Benthische Foraminiferenzahl in Oberflächenproben [ $N_{\text{tot}} \cdot 10 \text{ cm}^{-2}$ ]

$BFZ_{\text{Kern}}$  = Benthische Foraminiferenzahl in Kernproben [ $N_{\text{fossil}} \text{ g}^{-1}$ ]

$N_{\text{tot}}$  = Anzahl leerer Gehäuse in der Unterprobe

$N_{\text{fossil}}$  = Anzahl fossiler Gehäuse in der Unterprobe

TV = Teilungsverhältnis der Unterprobe

Gew = Trockengewicht der Sedimentprobe [g]

$BFAR_{\text{Kern}}$  = Akkumulationsrate benthischer Foraminiferen [ $\text{N cm}^{-2} \text{ ka}^{-1}$ ]

SR = Sedimentationsrate (gemittelt für jedes Isotopenstadium) [ $\text{cm ka}^{-1}$ ]

DBD = Trockendichte des Sedimentes [ $\text{g cm}^{-3}$ ]

#### DIVERSITÄT UND ÄQUITÄT

Der einfachste Parameter zur Kennzeichnung der Diversität einer Fauna ist die Artenzahl. Um jedoch dem Verhältnis zwischen Artenzahl und Individuenzahl einer in der Regel heterogen aus wenigen häufigen und vielen seltenen Arten zusammengesetzten Fauna Rechnung zu tragen, wurden mehrere Verfahren für die Berechnung von Diversitäten entwickelt. Eine Zusammenfassung verschiedener in der Mikropaläontologie gebräuchlicher Diversitäts-Indizes geben Buzas (1979) und Murray (1973, 1991). Die "Shannon-Wiener-Informationsgleichung" (Shannon 1948, Wiener 1948, Macarthur & Macarthur 1961, Patten 1962) ist ein Maß für die Artenzahl unter Berücksichtigung der jeweiligen Individuenzahl. Die Diversität  $H(S)$  wird für eine Fauna mit der Artenzahl  $S$  maximal, wenn alle Arten gleiche Häufigkeiten besitzen. Arten mit geringen Häufigkeiten tragen nur wenig zum Wert von  $H(S)$  bei (Buzas & Gibson 1969).

$$H(S) = -1 \cdot \sum_{i=1}^S p_i \cdot \ln p_i \quad (5)$$

mit  
 $H(S)$  = Diversität  
 $S$  = Artenzahl  
 $p_i$  = Anteil der  $i$ -ten Art (%/100)

Die Äquität  $E$  (Dominanz) gibt Auskunft über die Gleichförmigkeit bzw. umgekehrt über die Heterogenität einer Fauna.  $E$  wird maximal 1, wenn alle Arten innerhalb der Fauna gleiche Häufigkeiten besitzen.  $E$  wird dagegen um so kleiner, je weniger Arten die Fauna dominieren (Buzas & Gibson 1969).

$$E = \frac{e^{H(S)}}{S} \quad (6)$$

#### 4.5 Statistische Methoden

##### 4.5.1 Aufbereitung der Zählzeiten

Die Häufigkeit der getrennt gezählten lebenden und toten Foraminiferenarten (Oberflächenproben) sowie der fossilen Arten (Schwerelotkerne) wurde als prozentualer Anteil der jeweiligen Lebend-, Tot- oder Fossil-Gesamtfaua einer Probe erfaßt. Es entstanden somit 4 voneinander unabhängige Rohdatenmatrizen (Tab. 4).

Die Rohdatensätze wurden anschließend durch die Herausnahme aller Arten, die in keiner Probe mehr als 1 % der Gesamtfaua stellten und/oder nicht in mindestens zwei Proben des jeweiligen Tot-, Lebend- oder Fossil-Datensatzes vorkamen, gekürzt (vgl. Mackensen et al. 1990, 1993a). Die Prozentanteile der entfernten Arten wurden in der Sammelrubrik "Alle anderen Arten" aufsummiert. Für die weitere statistische Bearbeitung ergaben sich somit verkleinerte Ausgangsmatrizen (Tab. 4).

Um die fossilen Faunen der Sedimentkerne direkt mit rezenten Faunen der Untersuchungsregion vergleichen zu können, wurde der Oberflächendatensatz der toten Foraminiferen bezüglich der leicht zerfallenden, fossil nicht überlieferbaren, Arten korrigiert. Vom raschen Zerfall sind im wesentlichen die Gehäuse agglutinierender Foraminiferen betroffen. Eine Ausnahme bilden die Arten *Eggerella bradyi*, *Karreriella bradyi*, *Martinottiella communis*, *Multifidella nodulosa*, *Sigmoilopsis schlumbergeri*, *Siphotextularia catenata* und *S. flintii*, die folglich im ursprünglichen Datensatz verblieben. Ihre Gehäuse sind resistent gegen fröhdiagenetische Prozesse (Douglas & Woodruff 1981: 1249, Schröder 1986, Mackensen & Douglas 1989, Van Leeuwen 1989, Mackensen et al. 1990, 1993a) und werden deshalb auch langfristig im Sediment überliefert, wie Befunde aus neogenen Sedimentkernen benachbarter Regionen zeigen (Grobe 1986, Van Leeuwen 1989, Mackensen et al. 1989, 1994, Mackensen 1992, diese Arbeit). Nach der anschließenden Reduktion um die Arten, die in keiner Probe mehr als 1 % der Gesamtfaua stellten

#### 4 Material und Methoden

und/oder nicht in mindestens zwei Proben des modifizierten Tot-Datensatzes vorkamen, entstand damit eine zusätzliche Datenmatrix (Tab. 4).

**Tab. 4:** Liste der erstellten Rohdatensätze und modifizierten Datensätze für die weitere statistische Auswertung. m = Mittelwert.

FAUNEN	Rohdatensätze		Ausgangsdatensätze für Statistik in $\geq 2$ Proben, $>1\%$		
	Gezählte Individuen	Proben	Arten	Proben	Arten
OBERFLÄCHEN					
Lebend	52-505 (m=218)	56	245	56	179
Tot	198-1100 (m=447)	60	240	60	150
Potentiell Fossil	198-1100 (m=447)	60	240	60	102
KERNE					
Fossil GeoB1214	246-591 (m=306)	55	105	55	60
Fossil GeoB1710	230-398 (m=302)	64	96	64	64

#### 4.5.2 Grundlagen der Hauptkomponentenanalyse

Als Hilfsmittel zur ökologischen Interpretation der Verbreitungsmuster von Mikrofossilvergesellschaftungen werden multivariate statistische Analysemethoden, wie Faktorenanalyse oder Clusteranalyse, herangezogen. Bei der Bearbeitung benthischer Foraminiferen wird dabei am häufigsten das Verfahren der Q-Modus Hauptkomponentenanalyse mit anschließender Varimax-Rotation angewendet (u.a. Streeter 1972, 1973, Schnitker 1974, 1984, Lohmann 1978a, Corliss 1979c, 1983, Belanger & Streeter 1980, Bremer & Lohmann 1982, Williamson et al. 1984, Mackensen 1985, 1987, Mackensen et al. 1985, 1990, 1993a, Mead & Kennett 1987, Hald & Steinsund 1992). Hauptkomponentenanalysen im R-Modus werden dagegen weitaus seltener und im wesentlichen zur Errechnung fossiler Foraminiferenvergesellschaftungen in Sedimentkernen eingesetzt (Woodruff 1985, Lutze et al. 1986, Van Leeuwen 1989, Mackensen et al. 1994).

Die Analyse der rezenten und spätquartären Faunen des östlichen Südatlantiks erfolgte in der vorliegenden Arbeit unter Anwendung von Q-Modus und R-Modus Hauptkomponentenanalysen mit Varimax-Rotation durch das kommerziell vertriebene Statistikprogramm SYSTAT (1990-92). Im folgenden werden kurz einige Grundlagen der Hauptkomponentenanalyse erläutert. Detailliertere Beschreibungen, insbesondere des mathematischen Hintergrundes, geben Malmgren & Haq (1982), Jöreskog et al. (1976), Davis (1986) und Backhaus et al. (1989).

Bei der Q-MODUS HAUPTKOMPONENTENANALYSE werden verschiedene Objekte (Proben), die aus überwiegend gleichen Variablen (Arten) in ähnlichen Proportionen zusammengesetzt sind, zu Gruppen zusammengefaßt. Die unübersichtliche Zahl der Variablen (Arten) wird dabei auf eine

kleine Anzahl von unabhängigen Variablen (Hauptkomponenten, Vergesellschaftungen) reduziert. Jede Rechnung liefert zwei Datenmatrizen, die für die Interpretation erforderlich sind:

1) In der Q-MODE VARIMAX FACTOR LOADINGS MATRIX (Faktorladungs-Matrix) wird die Höhe des jeweiligen Anteils einer Hauptkomponente (Foraminiferenvergesellschaftung) an einer Probe in Form einer Faktorladung angegeben. Dieser Wert kann positiv oder negativ sein und liegt zwischen 0 und 1 bzw. 0 und -1. Beträge ab etwa 0,4 (Malmgren & Haq, 1982) oder 0,5 (Backhaus et al. 1989) gelten als statistisch signifikant und zeigen den deutlichen Einfluß einer Hauptkomponente in der Probe. Die Kommunalität, die sich aus der Summe der quadrierten Faktorladungen errechnet, gibt an, welcher Anteil der benthischen Foraminiferenfauna (Ausgangsvarianz) einer Probe durch das errechnete Faktoren-Modell erklärt wird.

2) Die Q-MODE VARIMAX FACTOR SCORES MATRIX (Faktorwerte-Matrix) gibt an aus welchen Arten sich die errechneten Hauptkomponenten (Foraminiferenvergesellschaftungen) zusammensetzen. Der Faktorwert ist dabei ein Maß für die Höhe des Anteils einer Art in der Hauptkomponente und kann, entsprechend den Faktorladungen, positiv oder negativ sein.

Im Gegensatz zum Q-Modus werden bei der R-MODUS HAUPTKOMPONENTENANALYSE keine Objekte (Proben) hinsichtlich ähnlicher Variablen (Artenzusammensetzung) verglichen und gruppiert, sondern die Beziehungen zwischen den einzelnen Variablen (Arten) selbst untersucht. Jede Rechnung liefert wiederum zwei Datenmatrizen, die für die Interpretation erforderlich sind:

1) Die R-MODE VARIMAX FACTOR LOADINGS MATRIX (Faktorladungs-Matrix) gibt an, aus welchen Arten sich die errechneten Hauptkomponenten (Foraminiferenvergesellschaftungen) zusammensetzen, d.h. welche Arten bevorzugt miteinander auftreten. Im Gegensatz zur Q-Modus Hauptkomponentenanalyse werden hier dominante aber weitverbreitete Arten unterdrückt. Die R-Modus Hauptkomponentenanalyse eignet sich somit sehr gut zur Erkennung von versteckten Faunenmustern, die auf Arten mit nur geringen Prozentanteilen zurückgehen. Dies bedeutet jedoch auch, daß in der Regel nur ein relativ geringer Teil der Ausgangsvarianz erklärt werden kann. Die Faktorladung ist dabei ein Maß für die Höhe des Anteils (Gewichtung) einer Art in der Hauptkomponente und kann, mit Beträgen zwischen 0 und 1, positiv oder negativ sein.

2) In der R-MODE VARIMAX FACTOR SCORES MATRIX (Faktorwerte-Matrix) wird die Höhe des jeweiligen Anteils einer Hauptkomponente (Foraminiferenvergesellschaftung) an einer Probe in Form eines Faktorwertes angegeben. Der Faktorwert kann, entsprechend den Faktorladungen, positiv oder negativ sein.

### 4.5.3 Anwendung der Q-Modus Hauptkomponentenanalyse

Die erstellten Oberflächendatensätze und Kerndatensätze (Kap. 4.5.1, Tab. 4) wurden getrennt mit dem Programm SYSTAT im Q-Modus statistisch weiterbearbeitet. Die Höhe der durch das Faktorenmodell erklärten Gesamtvarianz zeigt eine deutliche Abhängigkeit von der Zahl der Ausgangsvariablen (Arten) und der Anzahl der errechneten Komponenten (Faktoren, Vergesellschaftungen). So ist der erklärte Anteil der Ausgangsvarianz bei kleineren Datenmatrizen deutlich höher. Gleichzeitig steigt der durch das Modell erklärte Varianzanteil mit der Zahl der errechneten Komponenten. Im Einzelnen wurden folgende sinnvoll interpretierbare Lösungen erarbeitet:

**Tab. 5:** Lösungen der Q-Modus Hauptkomponentenanalyse.

	Komponenten	Erklärte Ausgangsvarianz
Oberflächendatensätze:		
Lebendfauna (56 Proben, 179 Arten)	7	65 %
Totfauna (60 Proben, 150 Arten)	7	79 %
Potentiell Fossilfauna (60 Proben, 105 Arten)	7	81 %
Kerndatensätze (Fossilfaunen):		
GeoB1214 (55 Proben, 60 Arten)	3	94 %
GeoB1710 (64 Proben, 64 Arten)	3	79 %

### 4.5.4 Anwendung der R-Modus Hauptkomponentenanalyse

Ein Oberflächendatensatz der potentiell fossil erhaltungsfähigen Foraminiferen und beide Kerndatensätze (Kap. 4.5.1, Tab. 4) wurden unabhängig voneinander im R-Modus gerechnet. Im Einzelnen wurden folgende interpretierbare Lösungen erarbeitet:

**Tab. 6:** Lösungen der R-Modus Hauptkomponentenanalyse.

	Komponenten	Erklärte Ausgangsvarianz
Oberflächendatensatz:		
Pot. Fossilfauna (60 Proben, 105 Arten)	6	42 %
Kerndatensätze (Fossilfaunen):		
GeoB1214 (55 Proben, 60 Arten)	3	33 %
GeoB1710 (64 Proben, 64 Arten)	3	33 %

### 4.5.5 Regressionsanalyse

Die Regressionsanalyse wird zur Analyse von Beziehungen zwischen einer abhängigen Variablen und einer (einfache lineare Regression) oder mehreren unabhängigen Variablen (multiple lineare Regression) eingesetzt.

Der Korrelationskoeffizient ( $r$ ) beschreibt dabei die Stärke des Zusammenhangs der beiden Variablen und errechnet sich aus der aufgestellten Regressionsgleichung durch das Verhältnis von erklärter Streuung zur Gesamtstreuung (Backhaus et al. 1989). Der Korrelationskoeffizient ist umso größer, je höher der Anteil der erklärten Streuung an der Gesamtstreuung ist und erreicht im Extremfall, wenn die gesamte Streuung erklärt wird, einen Betrag von 1, im anderen Extrem, wenn überhaupt keine Beziehung zwischen den Variablen besteht, den Wert 0.

Um einen zufälligen Zusammenhang zwischen den Variablen auszuschließen, wurde zunächst die Erklärungskraft der Regressionsgleichung als ganze getestet ("Prüfung des Bestimmtheitsmaßes" in Backhaus et al. 1989) und anschließend die einzelnen Regressionskoeffizienten mit dem t-Test überprüft. Mit dem t-Test wird gezeigt, ob eine unabhängige Variable (Faktorladung einer errechneten Vergesellschaftung) einen systematischen Einfluß auf die abhängige Variable hat oder nicht. In diesem Zusammenhang liefert der t-Test einen Wert für die Wahrscheinlichkeit, der das Vertrauen in die Verlässlichkeit des Testergebnisses ausdrückt. Als untere Grenze für die Vertrauenswahrscheinlichkeit wurde 95 % gewählt.

In der vorliegenden Arbeit diente die Regressionsanalyse zur Aufdeckung von Zusammenhängen zwischen einzelnen Umweltparametern als jeweilige abhängige Variable und den benthischen Foraminiferenvergesellschaftungen als unabhängige Variablen. Neben den hydrographischen oder sedimentologischen Umweltparametern floß in die Regressionsanalyse dabei als weitere Eingabedatei die zuvor ermittelte Faktorladungsmatrix für die jeweilige Oberflächenprobe ein. Mit Hilfe der aufgestellten Regressionsgleichung ließen sich anschließend Werte für den jeweiligen Umweltparameter berechnen und den Meßwerten gegenüberstellen. Einzelne Regressionskoeffizienten, die den t-Test nicht bestanden, d.h. eine Vertrauenswahrscheinlichkeit <95% aufwiesen, wurden aus der Regressionsgleichung entfernt.

Für den Großteil der Stationen im Untersuchungsgebiet wurden die hydrographischen Parameter des Bodenwassers auf der Basis der Arbeiten von Reid et al. (1973), Reid (1989) sowie Stramma & Peterson (1989) abgeschätzt, da Messungen von Temperatur, Salinität und Sauerstoffgehalt in der Wassersäule nur an Stationen der Fahrtabschnitte M 20/2 und ANT IX/4 durchgeführt wurden (Schulz et al. 1992, Bathmann et al. 1992). Sedimentologische Daten existieren dagegen für die überwiegende Zahl der Oberflächenproben (P. Müller unveröffentl. Daten).  $C_{org}$ -Flußraten wurden für die einzelnen Stationspunkte auf der Basis von Produktivitäts-Karten und in Abhängigkeit der jeweiligen Wassertiefe mit Hilfe von empirisch abgeleiteten Gleichungen errechnet (Berger et al. 1987, Berger 1989):

für Stationen in Wassertiefen flacher als 1000 m:

$$J(z) = \frac{0,2 \cdot PP}{z} \quad (7)$$

#### 4 Material und Methoden

---

für Stationen in Wassertiefen unterhalb von 1000 m:

$$J(z) = \frac{0,17 \cdot PP}{z} + 0,01 \cdot PP \quad (8)$$

mit

$J(z)$  = Flußrate von organischem Material zum Meeresboden [ $\text{g C m}^{-2}\text{Jahr}^{-1}$ ]

$PP$  = Primärproduktion im Oberflächenwasser [ $\text{g C m}^{-2}\text{Jahr}^{-1}$ ] nach Berger (1989)

$z$  = Wassertiefe [100 m]



## 5 REZENTE BENTHISCHE FORAMINIFEREN-VERGESELLSCHAFTUNGEN

### 5.1 Unterordnungen

Zur Kennzeichnung übergeordneter faunistischer Trends wurden die Anteile verschiedener Unterordnungen der rezenten benthischen Foraminiferen in Dreiecksdiagrammen (vgl. Murray 1991) und gegen die Wassertiefe aufgetragen (Abb. 14). Hierbei wurde die taxonomische Einstufung nach Loeblich & Tappan (1988) verwendet, wobei die Unterordnungen der Textulariina und Allogromiina in einer Gruppe sowie die "kalkig-perforaten" benthischen Foraminiferen (Rotaliina, Lagenina, Robertinina und Spirillinina) in einer anderen Gruppe zusammengefaßt wurden. Die Unterordnungen Textulariina und Rotaliina stellen in diesen Gruppen jeweils die dominanten Anteile.

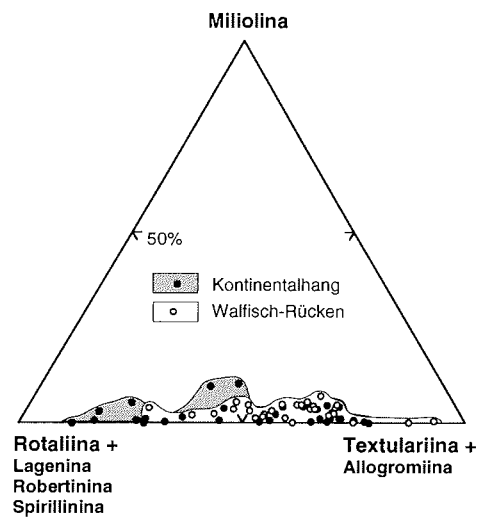
Die Lebendfauna wird gleichermaßen durch Vertreter der Textulariina und der "kalkig-perforaten" benthischen Foraminiferen dominiert. Die agglutinierenden Foraminiferen erreichen im Mittel einen Anteil von etwa 54 %, die "Kalkig-perforaten" von 43 %. Am Walfisch-Rücken, dessen Oberflächensedimente durch hohe Sandgehalte (im wesentlichen Gehäuse planktischer Foraminiferen) gekennzeichnet sind, ist das Verhältnis noch etwas weiter in Richtung der Textulariina verschoben. Trotz großer Schwankungen steigt der Anteil agglutinierender Foraminiferen mit zunehmender Wassertiefe allmählich an und erreicht unterhalb von 5000 m maximal 93 % der Lebendfauna.

Im Gegensatz zur Biozönose wird die Thanatozönose im wesentlichen durch Gehäuse "kalkig-perforater" benthischer Foraminiferen aufgebaut, die im Mittel 83 % der Gesamtf fauna stellen. Die durchschnittlichen Gehalte der Textulariina liegen bei etwa 13 % und zeigen, wie auch in der Biozönose, am Walfisch-Rücken etwas höhere Anteile. Unterhalb von 5000 m geht der Anteil kalkiger Gehäuse aufgrund zunehmender Karbonatlösung stark zurück. Hier dominieren die Textulariina auch in der Thanatozönose und erreichen Anteile von maximal 87 %.

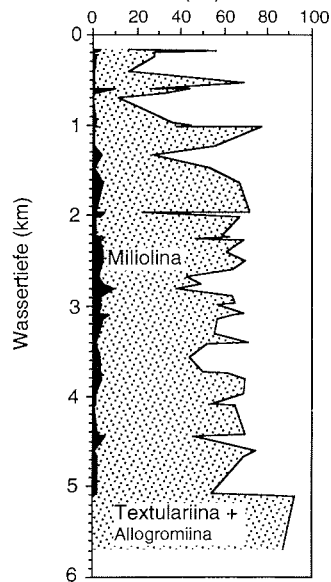
Vertreter der Miliolina spielen sowohl in der Biozönose, wo sie im Mittel 2,8 % erreichen, als auch mit durchschnittlich 3,9 % in der Thanatozönose nur eine untergeordnete Rolle. In den küstenfernen Bereichen am Walfisch-Rücken liegen die Werte in der Regel etwas höher als am Kontinentalhang. Erwähnenswert ist hierbei ein Maximum innerhalb der Totfauna am Walfisch-Rücken mit Miliolina-Anteilen bis über 18 %. Dieses Maximum liegt zwischen 2200 und 2800 m Wassertiefe im Einflußbereich des NADW.

Die Prozentanteile der einzelnen Unterordnungen benthischer Foraminiferen im östlichen Südatlantik sind typisch für vollmarine Verhältnisse (Murray 1991) und stehen weitgehend im Einklang mit Ergebnissen vergleichbarer Untersuchungen aus anderen Regionen. So läßt sich beispielsweise eine Zunahme des Anteils der Textulariina mit der Wassertiefe, verbunden mit der Abnahme des Anteils "kalkig-perforater" Foraminiferen, auch vor Norwestafrika (Lutze 1980) und im Golf von

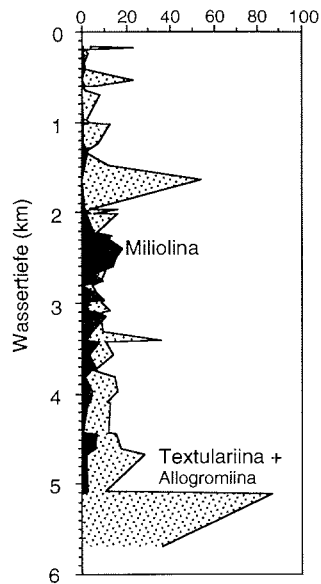
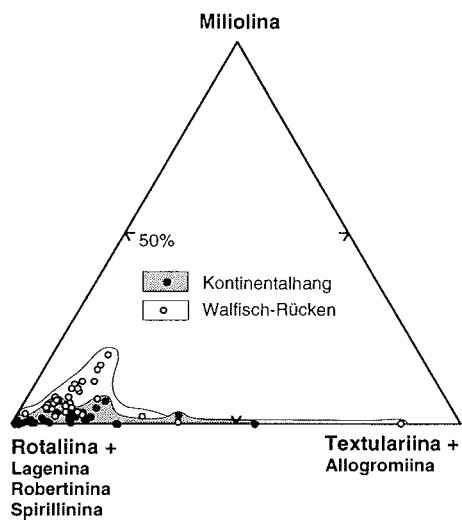
## Lebendfauna



Miliolina  
Textulariina + Allogromiina  
(%)



## Totfauna



**Abb. 14:** Anteile und Verbreitung einzelner Unterordnungen der bearbeiteten Lebend- und Totfaunen.

Guinea (Timm 1992) nachweisen. Die Verschiebung der Faunenzusammensetzung in Richtung Rotaliina-Dominanz beim Übergang von der Biozönose zur Thanatozönose ist unter anderem vor Nordwestafrika (Lutze 1980), in der Norwegischen See (Mackensen 1985) sowie im Golf von Guinea (Schiebel 1992) zu beobachten. Als Ursache hierfür kann der rasche Zerfall eines Großteils der agglutinierenden Gehäuse in der Thanatozönose angesehen werden. In den genannten Regionen ist der Anteil der Miliolina, der in der Regel einige Prozent nicht überschreitet, ähnlich gering wie im östlichen Südatlantik. Ein Maximum in mittleren Wassertiefen ist jedoch nicht ausgeprägt, vielmehr zeigt sich ein leichter Anstieg mit zunehmender Wassertiefe (Mackensen 1985, Timm 1992). Murray (1991) beschreibt einen Zusammenhang zwischen dem Miliolina-Anteil einer Fauna und dem Salzgehalt ihres Lebensraumes, wobei extrem hohe Anteile porzellanschaliger Foraminiferen in hypersalinen Lagunen und Marschen angetroffen werden. Das Maximum porzellanschaliger Foraminiferen an den Flanken des Walfisch-Rückens könnte demnach durch die relativ hohen Salinitäten des oberen NADW mit bedingt sein.

### 5.2 Siedlungsdichte, Diversität und Foraminiferenzahl

Neben dem Verhältnis einzelner Unterordnungen wurden zur Charakterisierung der Faunenstruktur numerische Parameter, wie Siedlungsdichte, Diversität, Äquität und Foraminiferenzahl herangezogen.

#### SIEDLUNGSDICHTE

Die Siedlungsdichte, bezogen auf den obersten Sedimentzentimeter, ist innerhalb des Untersuchungsgebietes sehr variabel und schwankt zwischen 15 und etwa 1600 lebenden Individuen pro 10 cm<sup>2</sup> Sedimentoberfläche. Es lassen sich im wesentlichen zwei regionale Trends erkennen, zum einen eine Abnahme der Werte mit zunehmender Wassertiefe, zum anderen eine positive Korrelation mit der jeweiligen biologischen Produktion im Oberflächenwasser. So werden die höchsten Siedlungsdichten mit zum Teil weit über 100 Ind./10 cm<sup>2</sup> am südwestafrikanischen Schelf und Kontinentalhang erreicht, in Bereichen, die durch den Küstenauftrieb und das komplexe ozeanische Auftriebsregime im Norden des Arbeitsgebietes beeinflusst werden. Relativ hohe Siedlungsdichten finden sich auch in den flachen Bereichen des Walfisch-Rückens. Die niedrigsten Siedlungsdichten bis unter 20 Ind./10 cm<sup>2</sup> wurden im tiefen Kap-Becken festgestellt, das durch korrosives Bodenwasser beeinflusst wird und sehr niedrige Flußraten an organischem Kohlenstoff aufweist (Kap. 3.3). Eine Ausnahme bildet die Station GeoB1724 in der Tiefsee-Ebene des Kap-Beckens, die mit einem Wert von 137 Ind./10 cm<sup>2</sup> eine ungewöhnlich hohe Siedlungsdichte zeigt (Abb. 15).

Da im Rahmen dieser Arbeit nur der oberste Zentimeter der Sedimentoberfläche quantitativ faunistisch bearbeitet wurde und somit tief infaunal lebende benthische Foraminiferen weitgehend unerfaßt blieben, stellen die errechneten Siedlungsdichten Minimalwerte dar. An repräsentativ ausgewählten Multicorer-Proben der Stationen GeoB1704, GeoB1711-1713, GeoB1715 und PS2110 (siehe Abb. 10,

## Siedlungsdichte

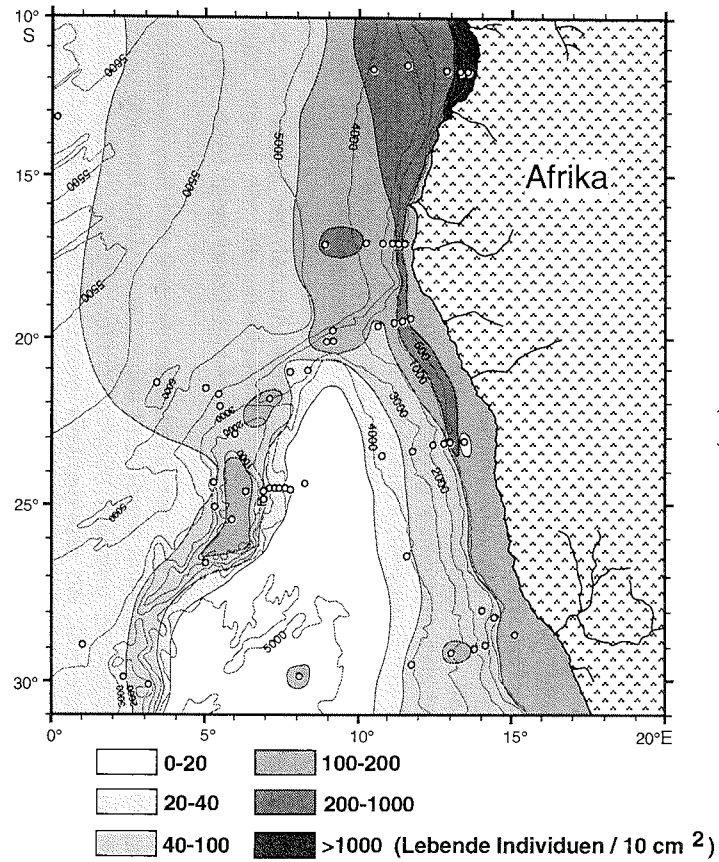
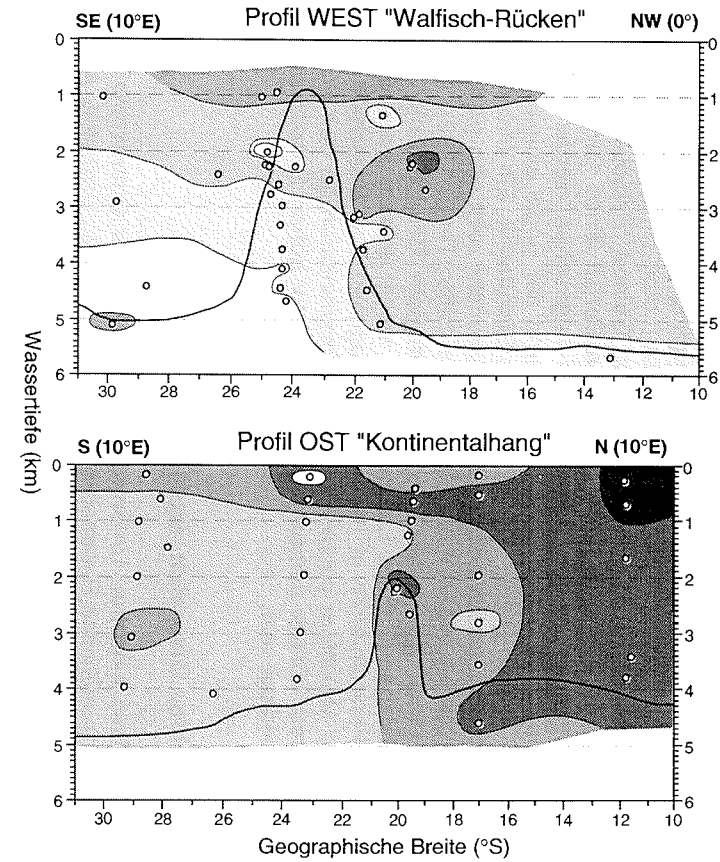


Abb.15: Siedlungsdichten benthischer Foraminiferen im Arbeitsgebiet.



11, Tab. 2), die die obersten 10 cm der ungestörten Sedimentoberfläche erfassen, wurde die Verteilung der Infauna qualitativ untersucht. Die höchsten Anteile infaunal lebender benthischer Foraminiferen werden am südwestafrikanischen Kontinentalhang an den Stationen GeoB1704 sowie GeoB1711-1713 in Bereichen mit sehr hohen Flußraten an organischem Kohlenstoff angetroffen. Lebende Individuen treten dort noch bis in 5 cm Sedimenttiefe relativ zahlreich auf. Im Kontrast hierzu stehen geringere Anteile der tiefen Infauna an der Station PS2110 vom Walfisch-Rücken und der tiefen Station GeoB1715 vom unteren Kontinentalhang. Die vertikale Verteilung lebender benthischer Foraminiferen im Sediment wird im wesentlichen durch die Nahrungszufuhr und den Sauerstoffgehalt im Porenwasser gesteuert (Corliss 1985, Gooday 1986, Mackensen & Douglas 1989, Corliss & Emerson 1990, Bernhard 1992, Jorissen et al. 1992). Der jeweilige Prozentanteil der unterhalb des obersten Sedimentzentimeters lebenden Individuen kann dabei regional sehr variieren, liegt jedoch häufig über 50 % (Buzas 1974, Lutze 1987, Mackensen & Douglas 1989, Murray 1991).

Die Abnahme der Siedlungsdichten mit zunehmender Wassertiefe und die enge Bindung an die Nahrungszufuhr und damit an die Produktion im Oberflächenwasser ist weltweit zu beobachten (Boltovskoy & Wright 1976). Hohe Siedlungsdichten mit zum Teil über 1000 Ind./10 cm<sup>2</sup> Sedimentoberfläche, die mit Werten aus dem Einflußbereich des Küstenauftriebs vor Südwestafrika zu vergleichen sind, werden unter anderem auch vom Schelf und oberen Kontinentalhang der Hochproduktionsgebiete vor Nordwestafrika (Lutze 1980, Haake 1980), aus dem Golf von Guinea (Schiebel 1992, Timm 1992) und aus dem Nordostpazifik (Uchio 1960) beschrieben. In Bereichen mit moderaten oder niedrigen Flußraten an organischem Kohlenstoff, wie z.B. in den Polarregionen und in der Tiefsee, liegen die Siedlungsdichten dagegen in der Regel deutlich unter 100 Ind./10 cm<sup>2</sup> (Douglas & Woodruff 1981, Mackensen 1985, 1987, Mackensen et al. 1985, 1990, 1993a).

### FORAMINIFERENZAHLEN

In den untersuchten Gebieten schwankt die Anzahl leerer benthischer Foraminifereengehäuse zwischen 10 und 2580 pro cm<sup>2</sup> Sedimentoberfläche bzw. pro cm<sup>3</sup> Sediment, wenn man als Beprobungstiefe einen Zentimeter annimmt. Die höchsten Foraminiferenzahlen werden auf dem südwestafrikanischen Schelf und oberen Kontinentalhang sowie in den flachsten Bereichen des Walfisch-Rückens erreicht. Mit zunehmender Wassertiefe nehmen die Werte kontinuierlich ab. Bei gleicher Wassertiefe liegen jedoch die Werte im Angola-Becken in der Regel deutlich höher als im Kap-Becken (Abb. 16).

Obwohl die Foraminiferenzahl unter günstigen Erhaltungsbedingungen generell parallel zu den Siedlungsdichten verläuft und somit die Produktion im Oberflächenwasser widerspiegelt (u.a. Lutze 1980, Van Leeuwen 1989, Herguera & Berger 1991, Sjoerdsma & Van der Zwaan 1992), ist ihr Nutzen als ökologischer bzw. paläoökologischer Parameter zweifelhaft. Der Grund hierfür liegt in unterschiedlichen Prozessen, die die Zusammensetzung der Thanatozönose verändern können (Zusammenfassung in Boltovskoy & Wright 1976, Douglas 1979). Die Foraminiferenzahl wird hierbei insbesondere durch die Sedimentationsrate und die Karbo-

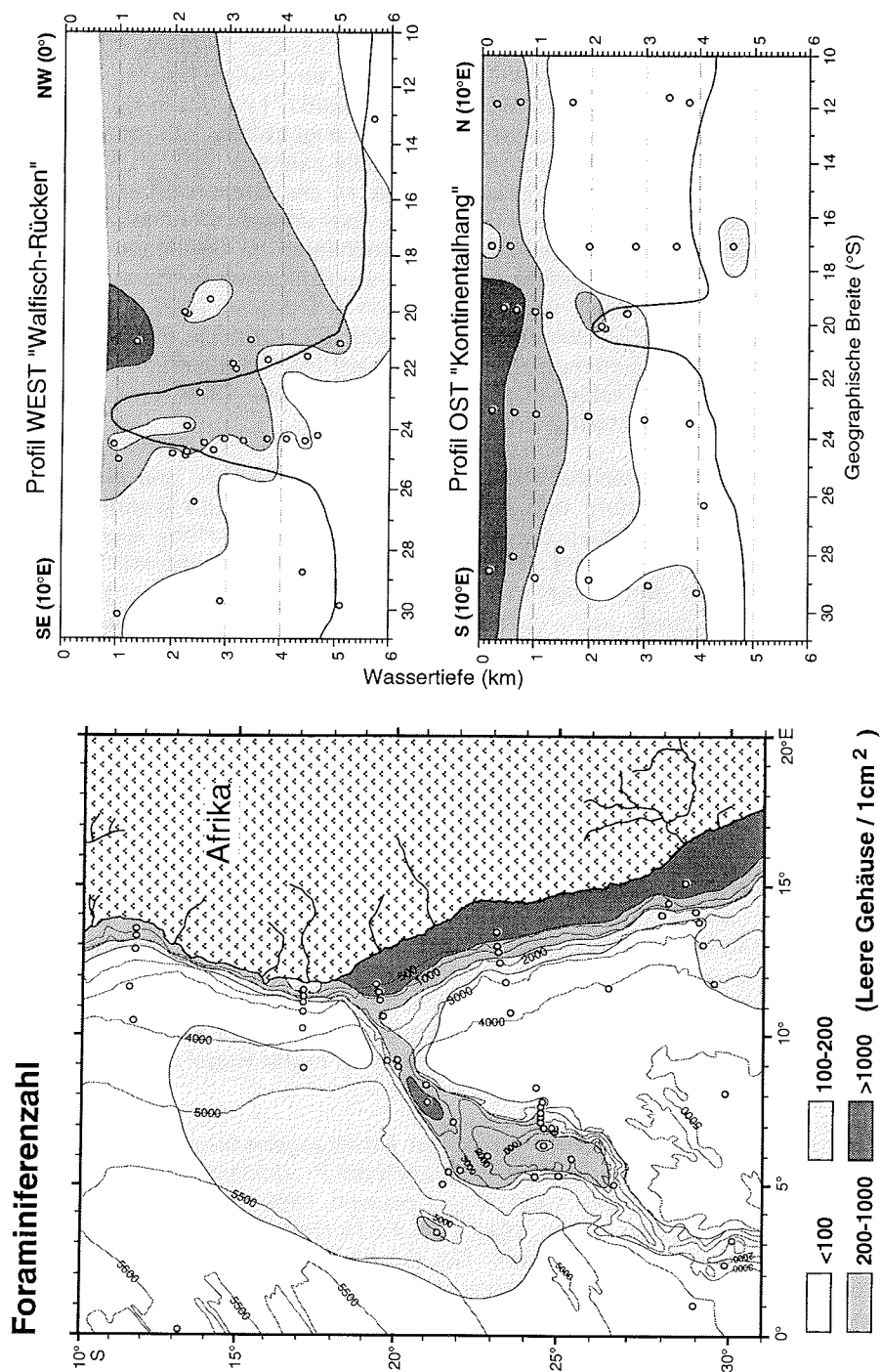


Abb. 16: Anzahl der Foraminiferengehäuse im Oberflächensediment des Arbeitsgebietes.

natl6sung beeinflusst (Douglas & Woodruff 1981). Hinzu kommt der jeweilige Anteil agglutinierter Foraminiferen in der Lebendfauna, deren organischer oder karbonatischer Zement nach dem Absterben oder der Reproduktion rasch gel6st werden kann. Entsprechende Gehäuse bleiben folglich in den meisten Fällen nicht lange in der Thanatozönose erhalten. Auf dieser Grundlage sind die errechneten Foraminiferenzahlen in dieser Arbeit zu interpretieren:

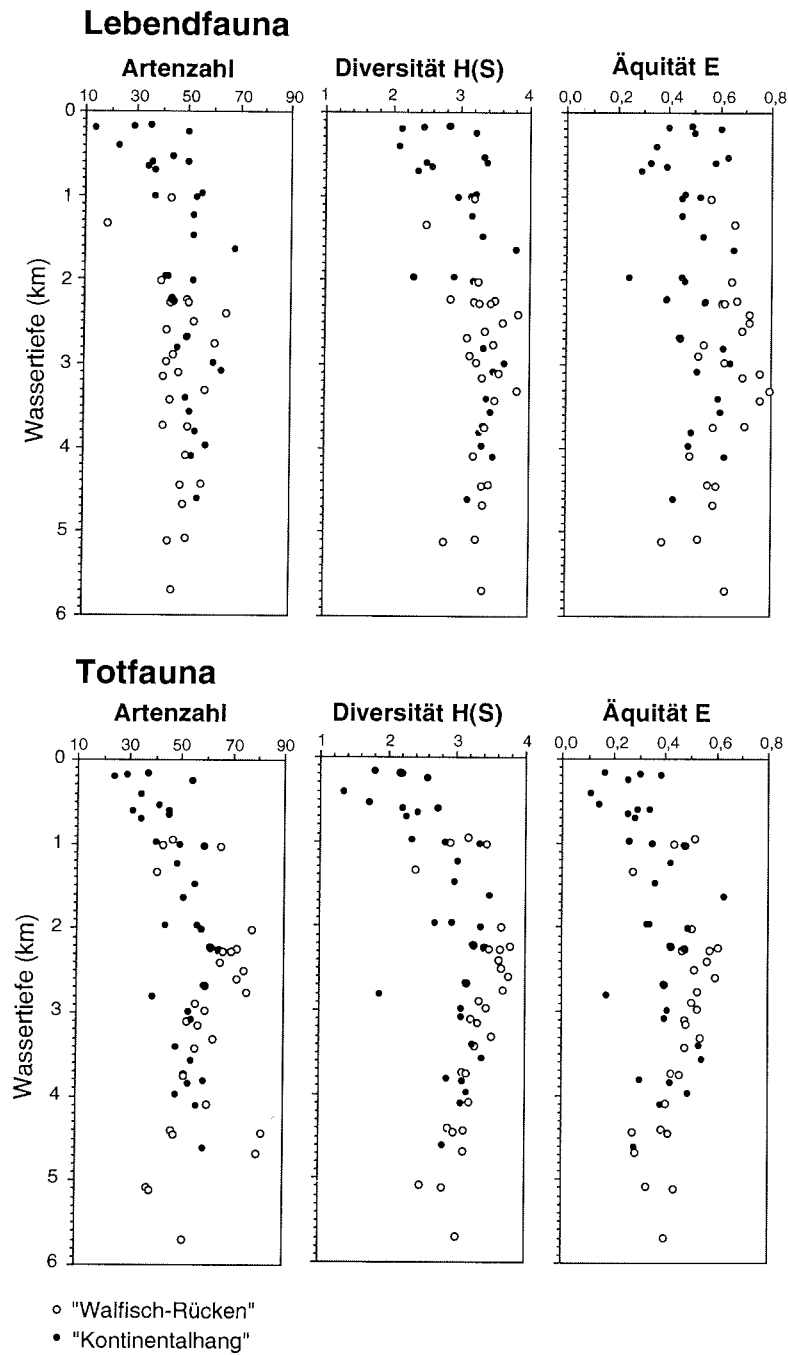
Die hohen Foraminiferenzahlen auf dem Schelf und dem oberen Kontinentalhang stehen in engem Zusammenhang mit erhöhter Primärproduktion in dieser Region. Karbonatl6sung reduziert die Foraminiferenzahlen insbesondere im Kap-Becken im Einflußbereich des kalzitkorrosiven LCDW sowie am Kontinentalhang, bevorzugt im Norden des Walfisch-Rückens, im Zusammenhang mit dem Abbau organischer Substanz (vgl. Abb. 4, 5, Berger 1979). In dieser Region werden die Foraminiferenzahlen zusätzlich als Folge der Verdünnung durch terrigene Sedimentpartikel, die mit den Flüssen eingetragen werden, erniedrigt (Van Leeuwen 1989).

### DIVERSITÄT UND ÄQUITÄT

In den Lebendfaunen der untersuchten Stationen wurden zwischen 14 und 68 Arten gezählt. Die errechneten Werte  $H(S)$  für die Diversität schwanken zwischen 2,09 und 3,82 und für die Äquität  $E$ , als Maß für die Ausgeglichenheit in der Artenzusammensetzung einer Vergesellschaftung, zwischen 0,24 und 0,79 (Abb. 17) (siehe Kap. 4.4). In den Vergesellschaftungen am Walfisch-Rücken werden für beide Parameter im Mittel etwas höhere Werte erreicht als am Kontinentalhang. Dies bedeutet, daß die Lebend-Vergesellschaftungen im oligotrophen Regime am Walfisch-Rücken höher divers sind und durch eine größere Anzahl von Arten dominiert werden als die Faunen im Einflußbereich des Küstenauftriebs am südwestafrikanischen Kontinentalhang.

In den bearbeiteten Gehäusevergesellschaftungen wurden zwischen 24 und 81 Arten festgestellt. Die ermittelten Werte der Diversität  $H(S)$  schwanken zwischen 1,35 und 3,75, die der Äquität  $E$  zwischen 0,11 und 0,63 (Abb. 17). Sie liegen demnach etwas niedriger als in den Lebendvergesellschaftungen. Ähnlich den Lebendfaunen ist auch in den Totfaunen ein regionaler Diversitäts- und Äquitäts-Unterschied festzustellen mit im Mittel höheren Diversitäten und ausgeglicheneren Faunen am Walfisch-Rücken gegenüber niedriger diversen Vergesellschaftungen am hochproduktiven Kontinentalhang, die durch wenige Arten dominiert werden.

Neben den erwähnten regionalen Trends fällt sowohl in den Lebendfaunen als auch in den Gehäusevergesellschaftungen eine wassertiefenabhängige Variation der Diversität und Äquität auf. Die Diversität und die Ausgeglichenheit der Fauna steigt vom Schelf ausgehend bis etwa 2000 m Wassertiefe an, geht jedoch ab etwa 3000 m in Richtung der Tiefseebecken wieder etwas zurück. In der Totfauna ist dieses Phänomen besonders ausgeprägt (Abb. 17). Das beobachtete Maximum liegt innerhalb des NADW und fällt unter anderem mit dem Häufigkeitsmaximum der *Miliolina* zusammen



**Abb. 17:** Artenzahl, Diversität H(S) und Äquität E der lebenden und toten benthischen Foraminiferenfaunen im östlichen Südatlantik.



Auf der Basis von Untersuchungen an rezenten benthischen Foraminiferen aus unterschiedlichen Lebensräumen weiß man, daß die Diversität einer Biozönose von der Stabilität ihres Lebensraumes abhängt (Boltovskoy & Wright 1976, Douglas 1979, Murray 1991). Stabile Ökosysteme begünstigen hierbei die Ausbildung komplexer artenreicher Biozönosen. Folglich ist die Diversität in Bereichen, die durch extreme oder stark wechselnde Umwelteinflüsse gekennzeichnet sind, beispielsweise in O<sub>2</sub>-armen Habitaten (Sen Gupta & Machain-Castillo 1993), eher gering. In stabilen Systemen, wie z.B. der Tiefsee, liegt sie dagegen meist deutlich höher. Diversitäten  $H(S) > 2,1$  werden als Anzeiger für ein normalmarines Milieu angesehen, wogegen Werte  $< 0,6$  beispielsweise typisch für ein brackisches Ökosystem sind (Murray 1991). Zudem zeigen Faunen aus extremen Lebensräumen meist eine hohe Dominanz weniger Arten, was wiederum geringe Äquitätswerte bedeutet.

In einem ausgeglichenen marinen Lebensraum ist in vielen Fällen eine Abnahme der Diversität mit zunehmender Wassertiefe festzustellen. Belege hierfür finden sich, außer in dieser Arbeit, auch im Golf von Mexiko (Gibson & Buzas 1973), im zentralen Arktischen Ozean (Lagoe 1976), in der Norwegischen See (Mackensen 1985), im Golf von Guinea (Timm 1992) sowie im Südchinesischen Meer und der Sulu-See (Miao & Thunell 1993). Die wesentliche Ursache hierfür sehen Boltovskoy & Wright (1976) in einer Abnahme der Nischenzahl infolge einer Limitierung von Licht und Nahrungszufuhr und der ansteigenden Karbonatlösung.

Buzas & Gibson (1969) beschreiben aus dem westlichen Nordatlantik dagegen zunächst einen Anstieg der Diversitäten benthischer Foraminiferenfaunen von der Küste zur Schelfkante, gleichbleibende oder leicht abnehmende Werte am oberen Kontinentalhang und ein weiteres Maximum in der Tiefsee. Dieser von der generellen Beziehung abweichende Trend kann in ähnlicher Weise auch im Nordostatlantik (Lutze & Coulbourn 1984) nachvollzogen werden.

Die im östlichen Südatlantik festgestellten hohen Diversitäten und Äquitäten zwischen 2000 und 3000 m Wassertiefe lassen sich am ehesten mit einem Diversitätsmaximum am nordwestafrikanischen Kontinentalhang, das in 1500 m auftritt, vergleichen (Lutze & Coulbourn 1984). Ansonsten wurde in der Literatur kein direktes Äquivalent gefunden. Der Vergleich mit Daten aus anderen Regionen wird jedoch dadurch erschwert, daß die Berechnungen an unterschiedlichen Größensfraktionen erfolgten und eine Differenzierung zwischen lebenden und toten Individuen häufig nicht erfolgte.

Biozönose und Thanatozönose unterscheiden sich im Bezug auf ihre Diversität und Äquität deutlich voneinander durch eine Verschiebung zu niedrigeren Werten in der Thanatozönose (Abb. 17). Diese Beobachtung kann durch den Zerfall agglutierter Gehäuse und selektive Lösung erklärt werden (Douglas & Woodruff 1981, vgl. Boltovskoy & Totah 1992).

### 5.3. Verbreitung der Lebend-Vergesellschaftungen

Der Gesamtdatensatz der Lebendfauna, der 56 Stationen umfaßt, wurde mittels einer Q-Modus Hauptkomponentenanalyse in sieben Vergesellschaftungen unterteilt. Dieses multivariate Komponentenmodell erklärt 65 % der Ausgangsvarianz mit Kommunalitäten zwischen 0,07 und 0,93. Das geographische Verbreitungsmuster der Biozönosen ist in Abb. 18 und im Anhang graphisch dargestellt. Alle dominanten und wichtigen assoziierten Arten sind in Tab. 7 zusammengefaßt. Die jeweiligen Faktoren wurden dabei nach ihrer wichtigsten Art bzw. Gattung benannt.

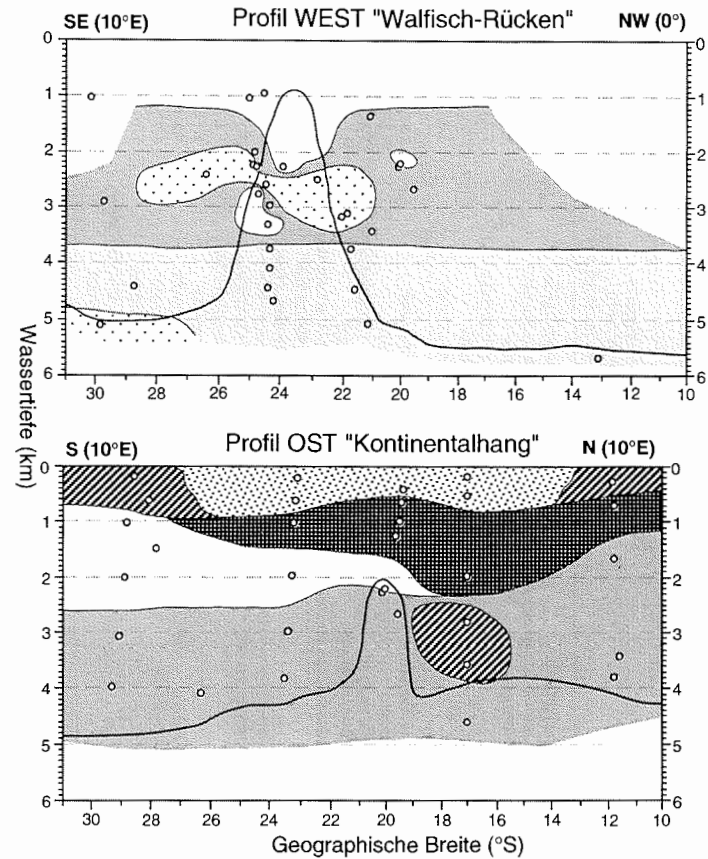
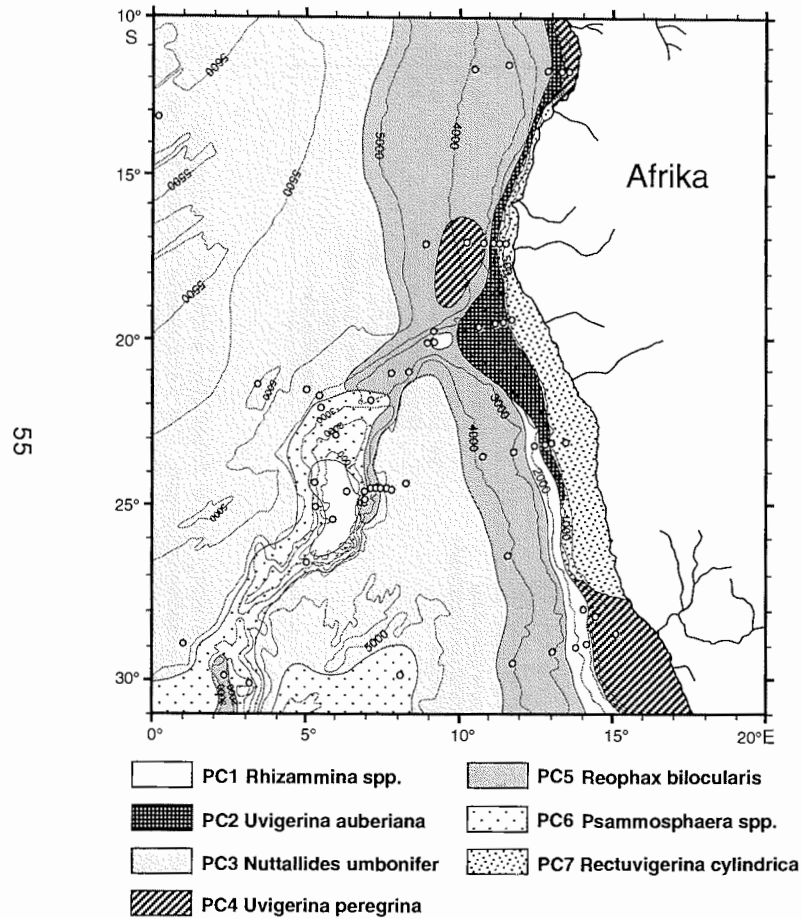
Die *Rhizammina* - Artengruppe (Lebend Q-PC1) umfaßt 13,9 % der Varianz des Lebenddatensatzes. Ihre Verbreitungsmaxima liegen am zentralen Walfisch-Rücken in 2000 bis 3000 m sowie am oberen Kontinentalhang südlich des Walfisch-Rückens in 1000 bis 2200 m Wassertiefe.

Die *Uvigerina auferiana* - Artengruppe (Lebend Q-PC2) erklärt 6,7 % der Varianz des Lebenddatensatzes. Weitere dominante Arten dieser Vergesellschaftung sind *Bulimina costata*, *B. mexicana* und *Reophax bilocularis*. Diese Fauna tritt ausschließlich am oberen Kontinentalhang in 700 bis 2000 m Wassertiefe auf, ihr maximaler Einfluß liegt dabei zwischen 17 und 24 °S.

Die *Nuttallides umbonifer* - Artengruppe (Lebend Q-PC3) faßt 10 % der Varianz des Lebenddatensatzes zusammen. Neben *N. umbonifer* wird diese Fauna von *Cribratomoides subglobosus*, *Epistominella exigua*, *Adercotryma glomerata* und *Ammobaculites agglutinans* bestimmt. Sie kann als typisch für die tiefsten Bereiche im Kap- und Angola-Becken angesehen werden und wird durch einen hohen Anteil agglutinierter Foraminiferen gekennzeichnet. Ihr Verbreitungsschwerpunkt liegt in Wassertiefen zwischen 4500 und 5000 m, obgleich Einflüsse schon ab etwa 3200 m nachzuweisen sind. In vergleichbaren Wassertiefen ist ihr Einfluß am Walfisch-Rücken deutlich höher als am südwestafrikanischen Kontinentalhang. Neben diesem Ost-West-Kontrast besteht auch eine Asymmetrie zwischen Kap- und Angola-Becken. Während der prägende Einfluß der *Nuttallides umbonifer* - Fauna im Angola-Becken bis in die tiefsten Areale reicht, geht sie im Kap-Becken unterhalb von etwa 4700 m allmählich in eine Fauna über, die von primitiven agglutinierten Foraminiferen aufgebaut wird und die innerhalb des 7 Komponenten-Modells nicht ausgeschieden wird.

Die *Uvigerina peregrina* - Artengruppe (Lebend Q-PC4) repräsentiert 6,5 % der Varianz des Lebenddatensatzes. Ihr Auftreten beschränkt sich auf den afrikanischen Kontinentalrand mit fleckenhaften Vorkommen auf dem Schelf und obersten Kontinentalhang im Süden und Norden der Untersuchungsregion sowie am unteren Kontinentalhang mit einem ausgeprägten Maximum vor der Kunene-Mündung in ungefähr 2500 bis 3500 m Wassertiefe. Das bimodale Verbreitungsmuster dieser Fauna wird durch die wassertiefenabhängige Verteilung von *U. peregrina* erzeugt, die im Arbeitsgebiet entlang des gesamten Kontinentalhanges in unterschiedlichen Häufigkeiten vorkommt aber insbesondere auf dem Schelf und zwischen 2000 und 4000 m Wassertiefe in der Regel über 10 % der Lebendfauna

## Lebendvergesellschaftungen



**Abb. 18:** Verbreitung der benthischen Foraminiferen-Biozönosen im Arbeitsgebiet. Dargestellt ist jeweils die höchste Faktorladung einer Probe.

## 5 Rezente benthische Foraminiferenvergesellschaftungen

### Lebendvergesellschaftungen (Q-Modus)

	Dominante Arten		Wichtige assoziierte Arten		Var. (%)
PC1	<i>Rhizammina</i> spp.	12,8	<i>Hoeglundina elegans</i> <i>Reophax bilocularis</i> <i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l.	1,2 1,0 1,0	13,9
PC2	<i>Uvigerina auberiana</i> <i>Bulimina costata / mexicana</i> <i>Reophax bilocularis</i>	9,6 4,5 4,3	<i>Valvulineria laevigata</i> <i>Fursenkoina mexicana</i> <i>Bulimina exilis</i> <i>Globobulimina turgida</i> <i>Nouria atlantica</i> <i>Chilostomella oolina</i>	2,4 1,7 1,6 1,3 1,3 1,3	6,7
PC3	<i>Nuttallides umbonifer</i> <i>Cribrostomoides subglobosus</i> <i>Epistominella exigua</i> <i>Adercotryma glomerata</i> <i>Ammobaculites agglutinans</i>	9,5 4,4 3,6 3,2 3,0	<i>Reophax scorpiurus</i> <i>Rhizammina</i> spp. <i>Trochammina globigeriniformis</i> <i>Eggerella bradyi</i> <i>Ammomarginulina recurva</i> <i>Oridorsalis umbonatus</i> <i>Reophax micaceus / fusiformis</i>	1,9 1,5 1,5 1,3 1,2 1,1 1,1	10,0
PC4	<i>Uvigerina peregrina</i> s.l.	11,6	<i>Rectuvigerina cylindrica</i> <i>Melonis barleeaanum / zaandamae</i> <i>Chilostomella oolina</i> <i>Globobulimina turgida</i> <i>Cassidulina laevigata</i> <i>Oridorsalis umbonatus</i> <i>Cibicidoides pseudoungerianus</i> <i>Eggerelloides scabrus</i>	2,0 1,8 1,7 1,1 1,1 1,1 1,0 1,0	6,5
PC5	<i>Reophax bilocularis</i> <i>Epistominella exigua</i>	9,3 7,6	<i>Lagenammina difflugiformis</i> <i>Crithionina</i> spp. <i>Psammosphaera</i> spp.	1,6 1,5 1,3	15,6
PC6	<i>Psammosphaera</i> spp. <i>Cribrostomoides subglobosus</i> <i>Sorosphaera consociata</i> <i>Oridorsalis umbonatus</i> <i>Haplophragmoides sphaeriloculus</i>	6,2 5,6 3,1 3,1 3,1	<i>Reophax pilulifer</i> <i>Tholosina</i> spp. <i>Globocassidulina subglobosa</i> <i>Osangularia culter</i> <i>Hoeglundina elegans</i> <i>Lagenammina tubulata</i> <i>Reophax bilocularis</i> <i>Cibicidoides kullenbergi</i> s.l. <i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l. <i>Rhabdammina / Hyperammina</i> spp. <i>Melonis pompilioides</i> <i>Cystammina pauciloculata</i> <i>Portatrochammina bipolaris</i>	2,6 2,3 2,3 2,1 1,8 1,8 1,6 1,4 1,2 1,2 1,1 1,1 1,0	8,7
PC7	<i>Rectuvigerina cylindrica</i> <i>Ammoscalaria pseudospiralis</i> <i>Cancris oblongus</i>	8,8 5,2 3,9	<i>Bolivina pacifica</i> <i>Bolivina dilatata</i> <i>Ammonia beccarii</i> <i>Eggerelloides scabrus</i> <i>Cassidulinoides bradyi</i> <i>Globobulimina turgida</i> <i>Reophax bilocularis</i> <i>Tritaxis conica</i> <i>Verneuilina arctica</i>	2,4 2,2 2,2 2,3 1,3 1,1 2,1 1,0 1,4	4,0

**Tab. 7:** Artenzusammensetzung sowie Anteil der erklärten Varianz der im Q-Modus errechneten Lebendvergesellschaftungen. Die Faktorwerte stehen für die Bedeutung einzelner Arten innerhalb der jeweiligen Vergesellschaftung.

stellt (Abb. 21). Die assoziierten Arten sind in beiden Tiefenbereichen zum Teil sehr verschieden, was bei der Interpretation dieser "errechneten" Vergesellschaftung berücksichtigt werden muß. Während beispielsweise *Rectuvigerina cylindrica*, als wichtige assoziierte Art dieser Vergesellschaftung, nur auf dem Schelf und oberen Kontinentalhang vorkommt, fehlen hier *Melonis barleeaanum* und *M. zaandamae*, die zwar ebenfalls ein signifikanter Bestandteil des multivariaten Modells sind, deren Lebensbereich sich in dieser Untersuchung jedoch auf Wassertiefen unterhalb von etwa 1600 m beschränkt.

Die *Reophax bilocularis* - Artengruppe (Lebend Q-PC5) erklärt mit 15,6 % den größten Teil der Varianz des Lebenddatensatzes. *Epistominella exigua* ist der zweite wichtige Bestandteil dieser Fauna. Ihr Hauptverbreitungsgebiet liegt am afrikanischen Kontinentalhang mit einer unregelmäßigen Obergrenze in 1000 bis 3000 m und geht nach unten hin in die *Nuttallides umbonifer* - Beckenfauna über. Der dominierende Einfluß der *R. bilocularis* - Artengruppe reicht im Angola-Becken bis in Wassertiefen über 5000 m, im Kap-Becken nur bis knapp über 4000 m. Ein weiteres Verbreitungsgebiet dieser Vergesellschaftung liegt am Walfisch-Rücken zwischen etwa 2000 und 3000 m. Hier verzahnt sich die Fauna mit der *Rhizammina*- und der *Psammosphaera* - Artengruppe.

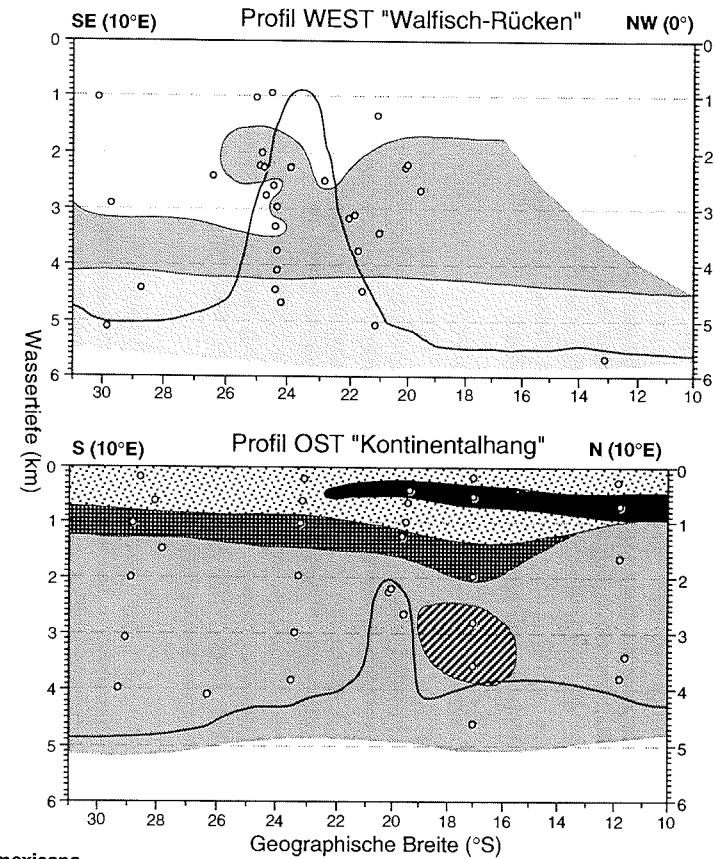
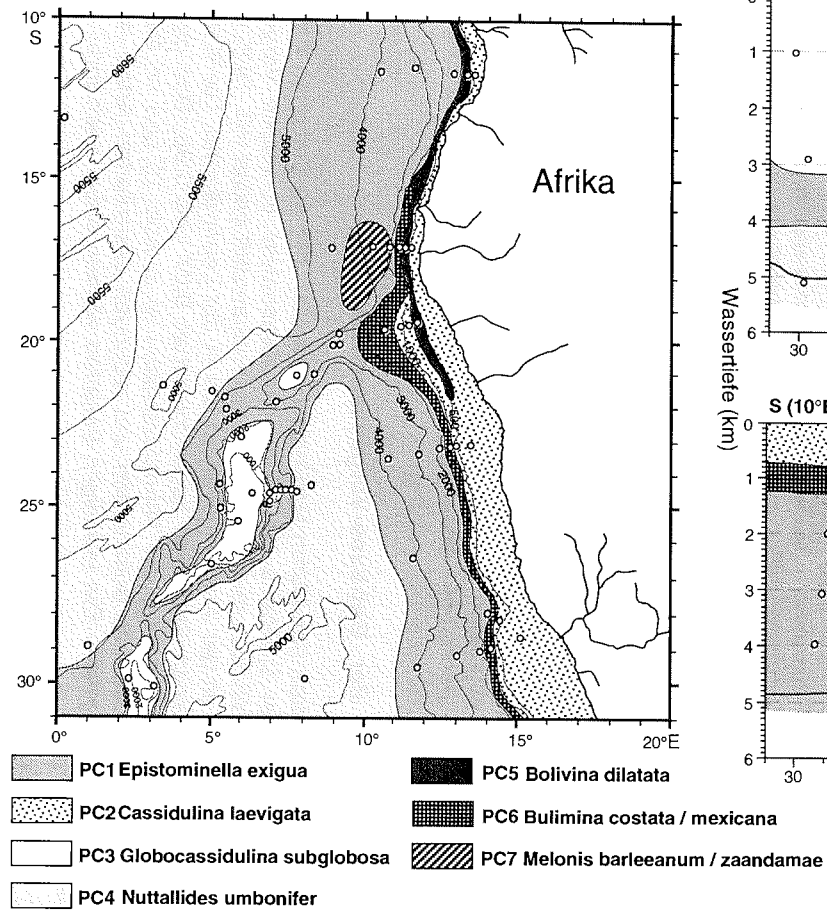
Die *Psammosphaera* - Artengruppe (Lebend Q-PC6) faßt 8,7 % der Varianz des Lebenddatensatzes zusammen. Neben *Psammosphaera* spp. wird diese Fauna im wesentlichen von *Cribrostomoides subglobosus*, *Sorosphaera consociata*, *Oridorsalis umbonatus* und *Haplophragmoides sphaeriloculus* aufgebaut. Mit Ausnahme der Station GeoB1724 in über 5000 m Wassertiefe liegt ihr Verbreitungsschwerpunkt am Walfisch-Rücken in 2000 bis 3500 m. Am Kontinentalhang zeigt diese Fauna nur einen sehr geringen Einfluß.

Die *Rectuvigerina cylindrica* - Artengruppe (Lebend Q-PC7), die 4,0 % der Varianz des Lebenddatensatzes umfaßt, kennzeichnet im Arbeitsgebiet weite Bereiche des afrikanischen Schelfes und obersten Kontinentalhanges. Mit *Ammoscalaria pseudospiralis* und *Cancris oblongus* als weitere dominante Bestandteile reicht sie maximal bis in Wassertiefen um 700 m und verzahnt sich lateral mit den flachen Vorkommen der *U. peregrina* - Artengruppe.

### 5.4 Verbreitung der Gehäuse-Vergesellschaftungen

Der Gesamtdatensatz der leeren Gehäuse (Totfauna), der 60 Stationen umfaßt, wurde mittels einer Q-Modus Hauptkomponentenanalyse in sieben Vergesellschaftungen unterteilt. Das multivariate Komponentenmodell erklärt mit 79 % einen deutlich höheren Teil der Ausgangsvarianz als in der Lebendfauna. Die Kommunalitäten der einzelnen Stationen liegen zwischen 0,07 und 0,95. Das geographische Verbreitungsmuster der Thanatozönosen ist in Abb. 19 und im Anhang graphisch dargestellt. Alle dominanten und wichtigen assoziierten Arten sind in Tab. 8 zusammengefaßt. Die jeweiligen Faktoren wurden dabei nach ihrer wichtigsten Art benannt.

# Gehäusevergesellschaftungen



**Abb. 19:** Verbreitung der benthischen Foraminiferen-Thanatozönosen im Arbeitsgebiet. Dargestellt ist jeweils die höchste Faktorladung einer Probe.

## 5 Rezente benthische Foraminiferenvergesellschaftungen

**Gehäuse- und Potentiell Fossilvergesellschaftungen (Q-Modus)**

	Dominante Arten		Wichtige assoziierte Arten		Var. (%)
PC1	<i>Epistominella exigua</i>	10,7 (9,0)	<i>Uvigerina peregrina</i> s.l.	2,2 (1,9)	29,0 (29,0)
			<i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l.	2,2 (1,7)	
			<i>Bulimina alazanensis</i>	1,5 (1,3)	
			<i>Astrononion echolsi</i>	1,4 (1,2)	
			<i>Oridorsalis umbonatus</i>	1,4 (0,9)	
			<i>Pyrgo murrhina</i>	1,1 (0,9)	
PC2	<i>Cassidulina laevigata</i>	10,8 (9,0)	<i>Cassidulina teretis</i>	2,3 (1,8)	10,1 (10,2)
	<i>Uvigerina peregrina</i> s.l.	3,2 (2,8)	<i>Bolivina dilatata</i>	1,3 (1,1)	
			<i>Ammonia beccarii</i>	1,1 (-)	
PC3	<i>Globocassidulina subglobosa</i>	8,7 (7,3)	<i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l.	2,2 (2,0)	12,9 (13,0)
	<i>Oridorsalis umbonatus</i>	4,0 (3,8)	<i>Bulimina alazanensis</i>	1,3 (1,0)	
	<i>Hoeglundina elegans</i>	3,6 (2,9)	<i>Pyrgo murrhina</i>	1,3 (1,1)	
			<i>Ehrenbergina trigona</i>	1,3 (0,9)	
			<i>Bolivinita pseudothalmanni</i>	1,2 (0,9)	
			<i>Globocassidulina rossensis</i>	1,2 (0,9)	
PC4	<i>Nuttallides umbonifer</i>	10,3 (8,7)	<i>Epistominella exigua</i>	1,9 (1,9)	10,8 (12,1)
	<i>Oridorsalis umbonatus</i>	4,0 (3,0)	<i>Eggerella bradyi</i>	1,4 (1,3)	
			<i>Pullenia bulloides</i>	1,3 (1,3)	
			<i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l.	1,1 (0,8)	
			<i>Pullenia subcarinata</i>	1,1 (0,9)	
PC5	<i>Bolivina dilatata</i>	-11,7 (-9,7)	<i>Epistominella smithi</i>	-1,5 (-1,2)	5,7 (5,7)
			<i>Oridorsalis umbonatus</i>	-1,1 (-1,1)	
PC6	<i>Bulimina costata / mexicana</i>	8,7 (7,2)	<i>Uvigerina auferiana</i>	2,3 (1,9)	5,9 (6,0)
	<i>Oridorsalis umbonatus</i>	4,4 (3,8)	<i>Cassidulina laevigata</i>	2,2 (1,9)	
	<i>Gavellinopsis translucens</i>	3,2 (2,6)	<i>Bulimina aculeata</i>	1,6 (1,3)	
			<i>Fursenkoina mexicana</i>	1,5 (1,2)	
			<i>Valvulineria laevigata</i>	1,3 (1,1)	
			<i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l.	1,1 (1,0)	
PC7	<i>Melonis barleeianum / zaandamae</i>	7,9 (6,4)	<i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l.	1,6 (1,7)	4,5 (4,8)
	<i>Uvigerina peregrina</i> s.l.	6,9 (5,6)			
	<i>Oridorsalis umbonatus</i>	3,6 (3,5)			

**Tab. 8:** Artenzusammensetzung sowie Anteil der erklärten Varianz der im Q-Modus errechneten Gehäuse- und potentiell erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen. Die Faktorwerte stehen für die Bedeutung einzelner Arten innerhalb der jeweiligen Vergesellschaftung. Werte in Klammern beziehen sich auf die Potentiell Fossilvergesellschaftungen.

Die *Epistominella exigua* - Gehäuse-Vergesellschaftung (Tot Q-PC1) faßt mit 29,0 % nahezu ein Drittel der Varianz des Totdatensatzes zusammen. Dementsprechend werden in der Untersuchungsregion große Areale von dieser Fauna eingenommen. Am Walfisch-Rücken erstreckt sich ihr Einfluß von 1700 m ausgehend bis in etwa 4500 m Wassertiefe, wo sie in die *Nuttallides umbonifer* - Gehäuse-Vergesellschaftung übergeht. Die relativ scharfe Obergrenze wird durch die Tiefenverbreitung von *E. exigua* ausgebildet, die in Wassertiefen flacher als etwa 1500 m nur noch sehr selten auftritt (Abb. 21). An der Südostflanke des Walfisch-Rückens verzahnt sich die *E. exigua* - Fauna mit der *Globocassidulina subglobosa* - Fauna. Am südwestafrikanischen Kontinentalhang reicht *E. exigua*

## 5 Rezente benthische Foraminiferenvergesellschaftungen

---

und damit die errechnete Vergesellschaftung zum Teil in deutlich größere Wassertiefen als an den Flanken des Walfisch-Rückens, insbesondere im Angola-Becken, wo ihr Einfluß bis in über 5000 m reicht. Ihre Obergrenze variiert am Kontinentalhang deutlich und liegt dort zwischen etwa 1500 und 3500 m.

Die *E. exigua* - Gehäuse-Vergesellschaftung hat mit der *Reophax bilocularis* - Artengruppe (Lebend Q-PC5) sowie untergeordnet mit den *Psammosphaera* - (Lebend Q-PC6) und *Rhizammina* - Artengruppen (Lebend Q-PC1) ihre äquivalenten Vergesellschaftungen in der Lebendfauna. Der rasche Zerfall der agglutinierten Foraminiferen in der Thanatozönose sorgt für die Ausbildung der *E. exigua* - Dominanz.

Die *Cassidulina laevigata* - Gehäuse-Vergesellschaftung (Tot Q-PC2) erklärt 10,1 % der Varianz der Totfauna. Neben *C. laevigata* bildet *Uvigerina peregrina* s.l. den zweitwichtigsten Bestandteil. *C. laevigata* erreicht in der Lebendfauna des Schelfes und des oberen Kontinentalhangs lediglich Anteile bis zu 6 %. In der Thanatozönose reichern sich ihre Gehäuse dagegen stark an und bestimmen lokal bis fast 40 % der Totfauna. Diese Fauna kennzeichnet den Schelf und obersten Kontinentalhang, in Einzelfällen reicht ihr Einfluß bis in 2000 m Wassertiefe. Die flachen Vorkommen der *Uvigerina peregrina* - Artengruppe (Lebend Q-PC7) sowie die *Rectuvigerina cylindrica* - Artengruppe (Lebend Q-PC4) sind die entsprechenden Äquivalente in der Biozönose.

Die *Globocassidulina subglobosa* - Gehäuse-Vergesellschaftung (Tot Q-PC3) umfaßt 12,9 % der Varianz des Totdatensatzes. Weitere dominante Arten dieser Fauna sind *Oridorsalis umbonatus* und *Hoeglundina elegans*. Das Vorkommen beschränkt sich auf den Walfisch-Rücken mit einem Schwerpunkt im flachen Kuppenbereich (<1500 m). An den Flanken ist diese Vergesellschaftung lokal bis in fast 4000 m nachzuweisen, wo sie zusammen mit der *E. exigua* - Fauna auftritt. Exemplare der namensgebenden Art *G. subglobosa* wurden nahezu über den gesamten in dieser Arbeit erfaßten Tiefenbereich gefunden. Die größten Anteile liegen jedoch in den flachen küstenfernen Erhebungen des zentralen Walfisch-Rückens. Außerdem ist eine Abnahme des Gehäusedurchmessers mit zunehmender Wassertiefe festzustellen. Das Vorkommen der *Rhizammina* - Artengruppe (Lebend Q-PC1) im Kuppenbereich des Walfisch-Rückens ist das wesentliche Äquivalent in der Lebendfauna.

Die *Nuttallides umbonifer* - Gehäuse-Vergesellschaftung (Tot Q-PC4) erklärt 10,8 % der Varianz des Totdatensatzes. Neben *N. umbonifer* ist *Oridorsalis umbonatus* die zweitwichtigste Art. Die *N. umbonifer* - Gehäuse-Vergesellschaftung zeigt ein ähnliches Verbreitungsmuster wie ihr entsprechendes Äquivalent in der Biozönose (Lebend Q-PC3). Hierbei ist die vertikale Verbreitung von *N. umbonifer* entscheidend für den Einflußbereich der Vergesellschaftung. Das Vorkommen von *N. umbonifer* ist hier auf Wassertiefen unterhalb von 3600 m beschränkt.

Die *Bolivina dilatata* - Gehäuse-Vergesellschaftung (Tot Q-PC5) faßt 5,7 % der Varianz des Totdatensatzes zusammen. Sie zeigt eine streng tiefenbezogene Verbreitung und tritt ausschließlich am oberen Kontinentalhang zwischen 400 und



800 m auf. Sie liegt demnach knapp unterhalb oder innerhalb der *Cassidulina laevigata* - Gehäuse-Vergesellschaftung. Ihre äquivalente Lebendfauna wird zu einem Teil durch die *Rectuvigerina cylindrica* - Artengruppe (Lebend Q-PC7) und in geringem Maße durch die *Uvigerina auferiana* - Artengruppe (Lebend Q-PC2) repräsentiert.

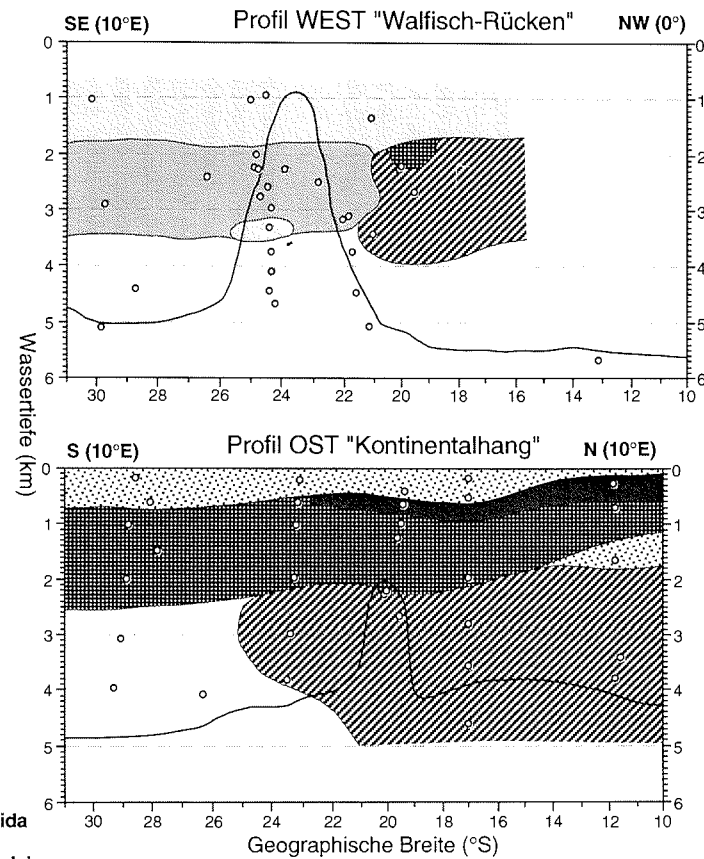
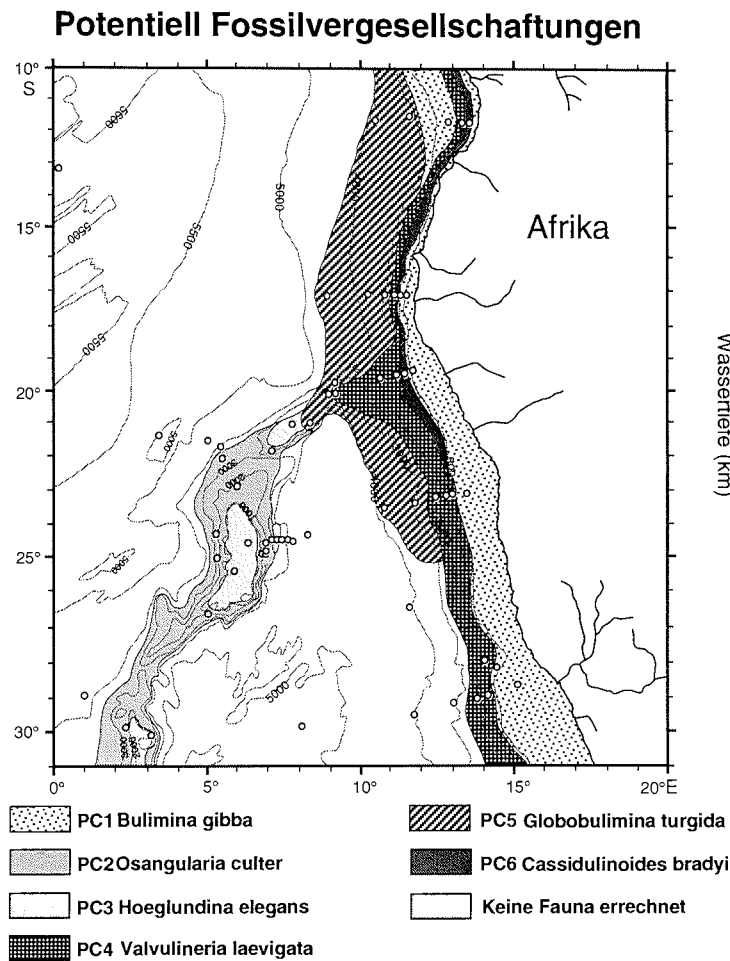
Die *Bulimina costata* / *B. mexicana* - Gehäuse-Vergesellschaftung (Tot Q-PC6) faßt 5,9 % der Varianz des Totdatensatzes zusammen. Neben *B. costata* und *B. mexicana* sind die Gehäuse von *Oridorsalis umbonatus* und *Gavellinopsis translucens* die häufigsten Bestandteile dieser Fauna. Sie tritt ausschließlich am oberen Kontinentalhang in 800 bis 2200 m Wassertiefe auf und liegt damit direkt unterhalb der *Bolivina dilatata* - bzw. der *Cassidulina laevigata* - Gehäuse-Vergesellschaftungen. Die *Uvigerina auferiana* - Artengruppe (Lebend Q-PC2) ist das äquivalente Gegenstück in der Biozönose.

Die *Melonis barleeianum* / *M. zaandamae* - Gehäuse-Vergesellschaftung (Tot Q-PC7) erklärt mit 4,5 % den geringsten Teil der Varianz des Totdatensatzes. *Uvigerina peregrina* s.l. und *Oridorsalis umbonatus* sind weitere dominante Bestandteile dieser Fauna. Ihr Verbreitungsgebiet liegt am unteren Kontinentalhang und küstennahen Walfisch-Rücken zwischen 2600 und 4000 m Wassertiefe mit einem Schwerpunkt vor der Kunene-Mündung. Südlich des Walfisch-Rückens ist der Einfluß dieser Vergesellschaftung zwar erkennbar, aber nur sehr schwach ausgeprägt. Das tiefe Vorkommen der *Uvigerina peregrina* - Artengruppe (Lebend Q-PC4) repräsentiert das entsprechende Gegenstück in der Lebendfauna.

### 5.5 Verbreitung der fossil erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen

Da die Gehäuse-Vergesellschaftungen ausschließlich durch kalkige Foraminiferen dominiert werden und nur sehr geringe Anteile agglutinierter Foraminiferen aufweisen, ähneln sie sehr stark den fossil erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen. Aus diesem Grunde wird auf eine detaillierte Beschreibung der im Q-Modus gerechneten potentiellen Fossil-Faunen verzichtet, die 81 % der Ausgangsvarianz erklären. Unterschiede zu den Gehäuse-Vergesellschaftungen in der erklärten Varianz einzelner Hauptkomponenten sowie in der Gewichtung kennzeichnender Arten sind in Tab. 8 aufgeführt.

Der Gesamtdatensatz der leeren Gehäuse (Totfauna), der 60 Stationen umfaßt, wurde zusätzlich mittels einer R-Modus Hauptkomponentenanalyse in sechs Vergesellschaftungen unterteilt um ein rezent Analogon für die entsprechend statistisch bearbeiteten Kerndatensätze zu bekommen. Das multivariate Komponentenmodell erklärt mit 42 % einen relativ geringen Teil der Ausgangsvarianz. Die Kommunalitäten der einzelnen Arten liegen zwischen 0,10 und 0,81. Das geographische Verbreitungsmuster der fossil erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen (R-Modus) ist in Abb. 20 und im Anhang graphisch dargestellt, alle dominanten und wichtigen assoziierten Arten sind in Tab. 9 zusammengefaßt. Die jeweiligen Faktoren wurden dabei nach ihrer kennzeichnenden Art benannt. Die hier im R-Modus errechneten Faunen enthalten keine häufigen und weitverbreiteten Arten,



**Abb. 20:** Verbreitung der potentiell fossil erhaltungsfähigen benthischen Foraminiferen-Thanatozönosen im Arbeitsgebiet. Dargestellt ist jeweils der höchste Faktorwert einer Probe (R-Modus).

## 5 Rezente benthische Foraminiferenvergesellschaftungen

Potentiell Fossilvergesellschaftungen (R-Modus)

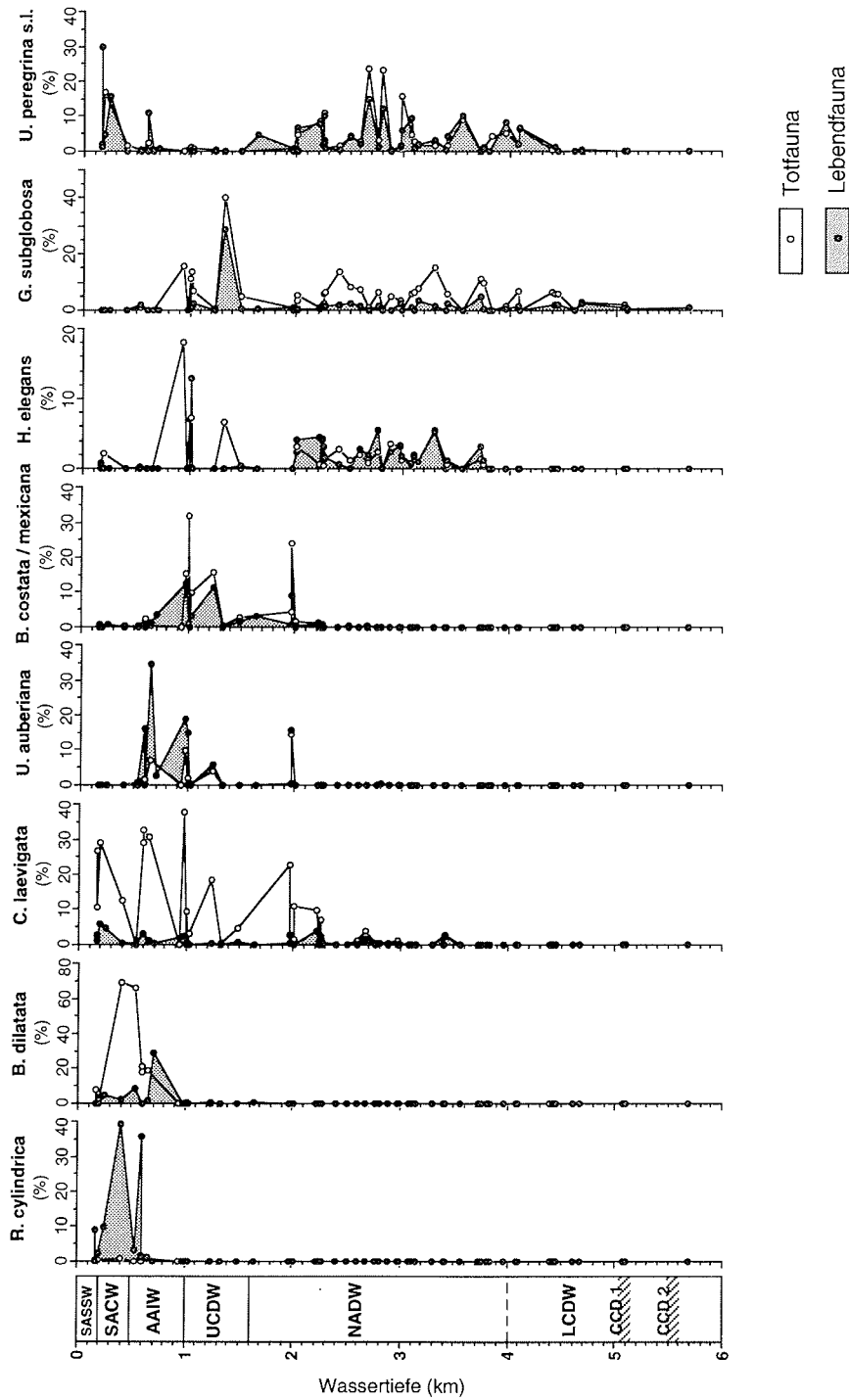
	Dominante Arten		Wichtige assoziierte Arten		Var. (%)
PC1	<i>Bulimina gibba</i>	-0,71	<i>Bolivina pacifica</i>	-0,69	6,5
			<i>Nonion asterizans</i>	-0,65	
			<i>Elphidium advenum</i>	-0,61	
			<i>Ammonia beccarii</i>	-0,54	
			<i>Cassidulina teretis</i>	-0,52	
			<i>Cibicides lobatulus</i>	-0,50	
PC2	<i>Osangularia culter</i>	-0,88	<i>Bulimina alazanensis</i>	-0,69	9,2
	<i>Robertinoides sp.</i>	-0,81	<i>Cornuspira involvens</i>	-0,69	
	<i>Bolivinita pseudothalmanni</i>	-0,81	<i>Quinqueloculina pygmaea</i>	-0,64	
	<i>Uvigerina sp. 1</i>	-0,80	<i>Laticarinina pauperata</i>	-0,61	
	<i>Miliolinella sp.</i>	-0,77	<i>Quinqueloculina venusta</i>	-0,56	
	<i>Quinqueloculina weaveri</i>	-0,75	<i>Cibicoides sp. 1</i>	-0,53	
			<i>Triloculina spp.</i>	-0,52	
			<i>Quinqueloculina spp.</i>	-0,51	
PC3	<i>Hoeglundina elegans</i>	-0,84	<i>Cibicoides cf. robertsonianus</i>	-0,69	7,8
	<i>Karreriella bradyi</i>	-0,80	<i>Globocassidulina subglobosa</i>	-0,62	
	<i>Astrononion antarcticum</i>	-0,73	<i>Uvigerina proboscidea</i>	-0,59	
	<i>Eponides pusillus</i>	-0,72	<i>Siphotextularia flintii</i>	-0,55	
	<i>Ehrenbergina trigona</i>	-0,71	<i>Sphaeroidina bulloides</i>	-0,55	
	<i>Globocassidulina rossensis</i>	-0,70	<i>Spiroloculina sp.</i>	-0,51	
PC4	<i>Valvulineria laevigata</i>	-0,73	<i>Chilostomella oolina</i>	-0,67	8,7
	<i>Bulimina costata / mexicana</i>	-0,72	<i>Fursenkoina mexicana</i>	-0,65	
	<i>Bulimina aculeata</i>	-0,70	<i>Gavellinopsis translucens</i>	-0,63	
			<i>Cibicoides pseudoungerianus</i>	-0,55	
			<i>Uvigerina auferiana</i>	-0,53	
			<i>Bolivina subspinescens</i>	-0,52	
PC5	<i>Globobulimina turgida</i>	-0,71	<i>Nonionella opima</i>	-0,69	4,6
			<i>Triloculina tricarinata</i>	-0,61	
			<i>Cassidulina reniforme</i>	-0,56	
			<i>Pullenia salisburyi</i>	-0,52	
			<i>Fursenkoina spp.</i>	-0,51	
PC6	<i>Cassidulinoides bradyi</i>	-0,78	<i>Angulogerina elongatastriata</i>	-0,69	5,6
	<i>Rectuvigerina cylindrica</i>	-0,77	<i>Bolivina spp.</i>	-0,58	
	<i>Bulimina marginata</i>	-0,70	<i>Bulimina exilis</i>	-0,55	
			<i>Cancris oblongus</i>	-0,52	

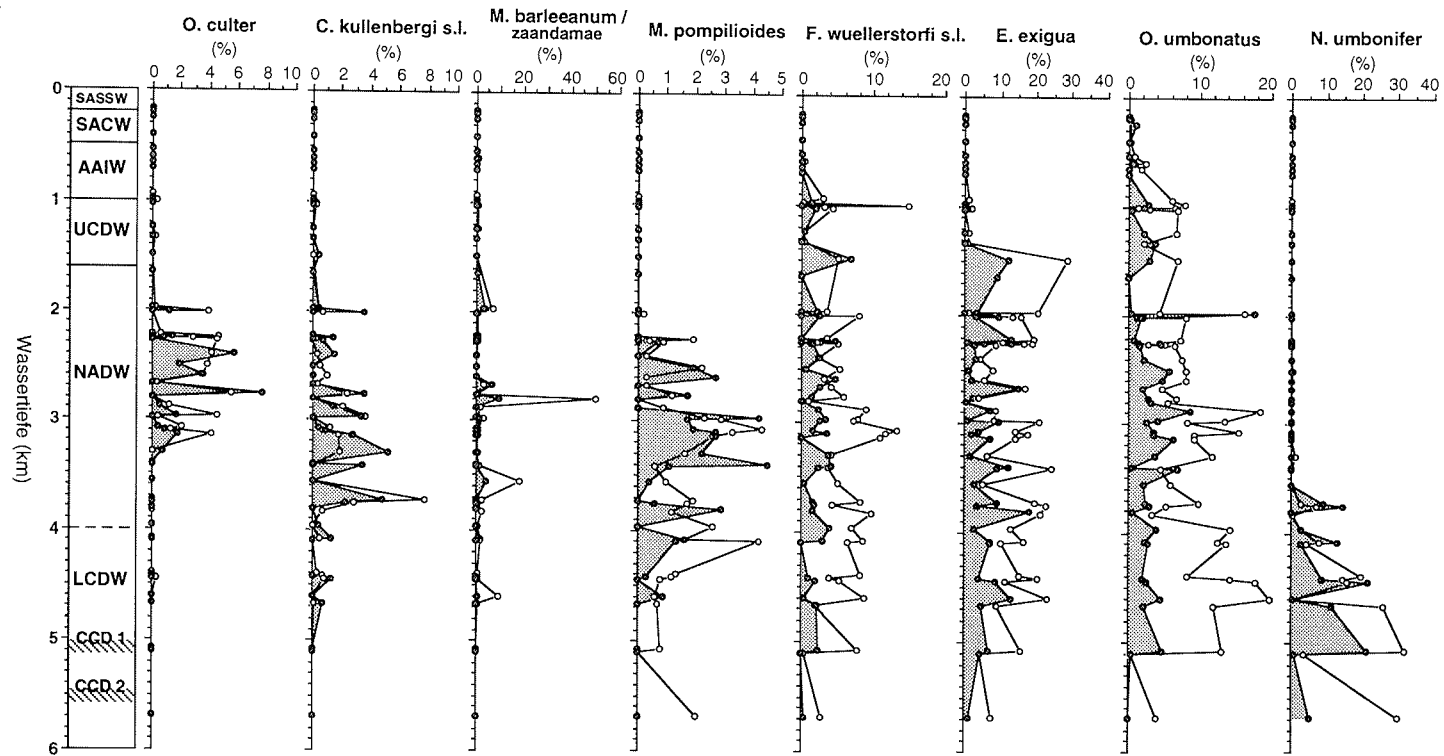
**Tab. 9:** Artenzusammensetzung sowie Anteil der erklärten Varianz der im R-Modus errechneten potentiell fossil erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen. Die Faktorladungen stehen für die Bedeutung einzelner Arten innerhalb der jeweiligen Vergesellschaftung.

sondern zeigen verdeckte Faunenmuster auf, mit zum Teil seltenen aber sehr charakteristischen Arten. Für die tiefen Beckenbereiche scheidet das R-Modus-Modell hier zudem keine Vergesellschaftung aus.

Die *Bulimina gibba* - Vergesellschaftung (Potentiell Fossil R-PC1) erklärt 6,5 % der Varianz des Potentiell Fossil-Datensatzes. Der Schwerpunkt ihres Vorkommens beschränkt sich auf den afrikanischen Schelf in Wassertiefen flacher als 300 m. Dennoch läßt sich der Einfluß dieser Fauna bis in Bereiche des obersten Kontinentalhanges in maximal 700 m Wassertiefe nachweisen.

## 5 Rezente benthische Foraminiferenvergesellschaftungen





**Abb. 21:** Häufigkeiten ausgewählter benthischer Foraminiferenarten des Untersuchungsgebietes, aufgetragen gegen die Wassertiefe und den Einflußbereich verschiedener Wassermassen. Wassermassen-Abkürzungen in Tab. 1; CCD 1 = Kalzitkompensationstiefe im Kap-Becken, CCD 2 = Kalzitkompensationstiefe im Angola-Becken.

○ Totfauna  
● Lebendfauna

## 5 Rezente benthische Foraminiferenvergesellschaftungen

---

Die *Osangularia culter* - Vergesellschaftung (Potentiell Fossil R-PC2) faßt mit 9,2 % den größten Teil der Varianz des Potentiell Fossil-Datensatzes zusammen. Als weitere kennzeichnende Arten sind unter anderem *Bolivinita pseudothalmanni*, *Quinqueloculina waeveri* und *Bulimina alazanensis* zu nennen. Das Verbreitungsgebiet dieser Fauna liegt am küstenfernen Walfisch-Rücken in 2000 bis 2800 m Wassertiefe. Am Kontinentalhang wurde sie nicht festgestellt.

Die *Hoeglundina elegans* - Vergesellschaftung (Potentiell Fossil R-PC3) erklärt 7,8 % der Varianz des Potentiell Fossil-Datensatzes. Neben *H. elegans* sind *Karrerella bradyi*, *Astrononion antarcticum*, *Eponides pusillus*, *Ehrenbergina trigona* sowie *Globocassidulina rossensis* kennzeichnende Bestandteile. Diese Fauna liegt auf der Kuppe des Walfisch-Rückens über der *Osangularia culter* - Vergesellschaftung, vorwiegend oberhalb 1400 m Wassertiefe. Fleckenhafte Vorkommen der *H. elegans* - Vergesellschaftung sind zusätzlich an der Südostflanke des Walfisch-Rückens in größeren Wassertiefen, bis 3300 m anzutreffen. Am afrikanischen Kontinentalhang ist kein Einfluß dieser Fauna festzustellen.

Die *Valvulineria laevigata* - Vergesellschaftung (Potentiell Fossil R-PC4) erklärt 8,7 % der Varianz des Potentiell Fossil-Datensatzes. Weitere wichtige Arten sind *Bulimina costata*, *B. mexicana* und *Bulimina aculeata*. Das Vorkommen dieser Fauna ist auf den oberen Kontinentalhang beschränkt und erstreckt sich über einen Wassertiefenbereich von 600 bis 2000 m, wobei ein maximaler Einfluß um 1000 m nachzuweisen ist.

Die *Globobulimina turgida* - Vergesellschaftung (Potentiell Fossil R-PC5) umfaßt mit 4,6 % den geringsten Teil der Varianz des Potentiell Fossil-Datensatzes. Diese Fauna charakterisiert den unteren Kontinentalhang und hat ihren Verbreitungsschwerpunkt nördlich des Walfisch-Rückens vor der Kunene-Mündung in 2000 bis 4000 m Wassertiefe. In vergleichbaren Wassertiefen läßt sich ein geringer Einfluß jedoch auch südlich des Walfisch-Rückens nachweisen.

Die *Cassidulinoides bradyi* - Vergesellschaftung (Potentiell Fossil R-PC6) faßt 5,6 % der Varianz des Potentiell Fossil-Datensatzes zusammen. Neben *C. bradyi* wird diese Fauna auch durch *Rectuvigerina cylindrica* und *Bulimina marginata* gekennzeichnet. Das Vorkommen liegt auf dem Schelf und oberen Kontinentalhang und ist durch eine deutliche Abnahme des Einflusses von N nach S geprägt. Diese Fauna reicht stellenweise bis in Wassertiefen um 1000 m.

### 5.6 Beziehungen zwischen Verbreitungsmuster und Umwelt

Um die Bedeutung verschiedener Umweltparameter im Hinblick auf die Gesamtzusammensetzung der benthischen Foraminiferenfauna abschätzen zu können, wurden die im Q-Modus errechneten Komponentenladungen zunächst über einfache und multiple Regressionsanalysen mit verschiedenen ozeanographischen und sedimentologischen Parametern in Beziehung gesetzt. Hierbei zeigte sich, daß sowohl die Gesamtheit der Lebend- wie auch die der Gehäuse-Vergesellschaftungen überwiegend über die Wassertiefe, die Temperatur, den organischen

Kohlenstoffgehalt im Oberflächensediment und den gelösten Sauerstoff in der jeweiligen Wassermasse gesteuert wird (Tab. 10, Abb. 22). Andere Umweltparameter, wie Salinität, in der Wassermasse gelöste Nährstoffe sowie Karbonatgehalt und Porosität der Oberflächensedimente, besitzen dagegen einen deutlich geringeren Einfluß. In diesem Zusammenhang ist jedoch zu beachten, daß der Einfluß einzelner unabhängiger Variablen (Vergesellschaftungen) innerhalb der multiplen Regressionsgleichung in der Regel unterschiedlich hoch ist und einzelne Faunen sehr stark, andere wiederum nicht oder nur schwach mit dem jeweils untersuchten Umweltparameter in Beziehung stehen können (Tab. 10). Außerdem können nicht-lineare Beziehungen zwischen Faunen und ihrer Umwelt, wie sie in der Natur häufig bestehen, durch die angewandte lineare Regression nur unzureichend erklärt werden.

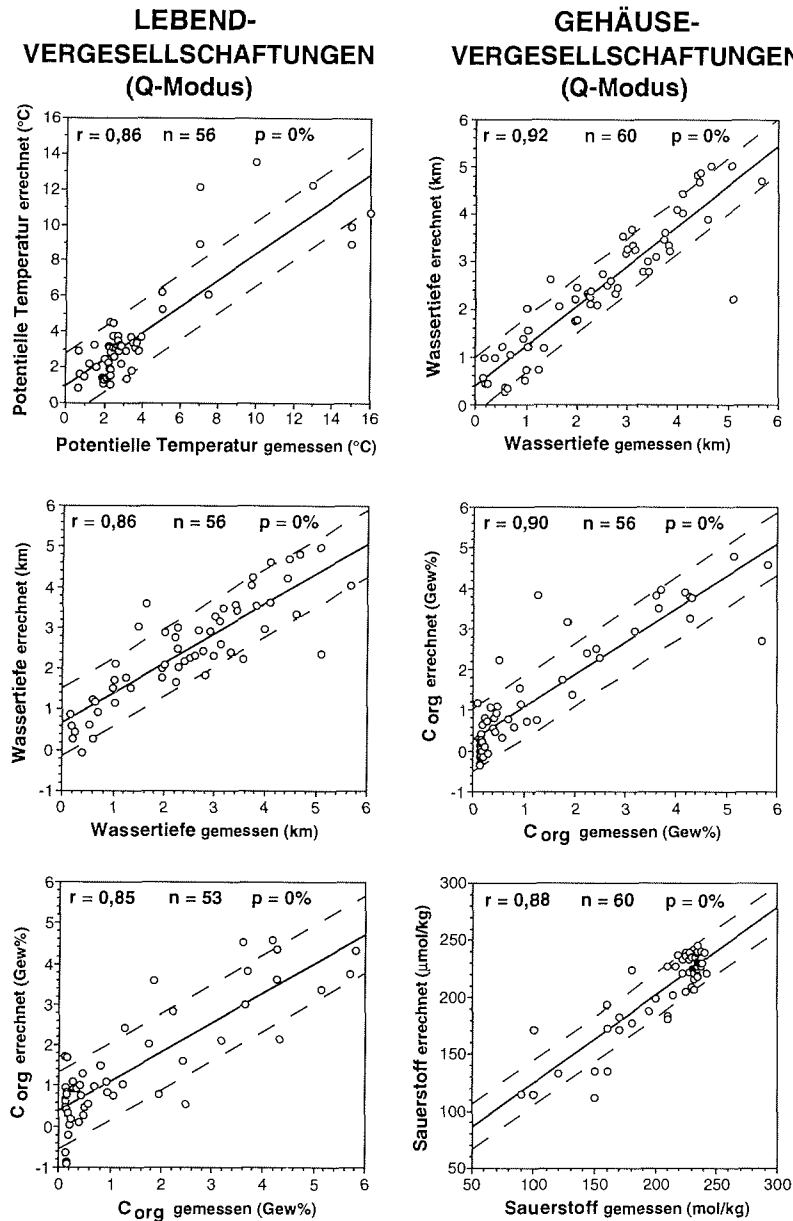
Im folgenden wird das Verbreitungsmuster einzelner Vergesellschaftungen und Charakterarten hinsichtlich ihrer Biogeographie und den daraus abgeleiteten ökologischen Ansprüchen diskutiert.

#### 5.6.1 Vergesellschaftungen am Walfisch-Rücken

Die Umwelteinflüsse in den küstenfernen Bereichen des Walfisch-Rückens lassen sich deutlich von denen des benachbarten südwestafrikanischen Kontinentalhanges und denen der Tiefsee abgrenzen. Die Primärproduktion im Oberflächengewasser ist mit Werten um  $30\text{--}70\text{ g C m}^{-2}\text{ Jahr}^{-1}$  recht gering. Dementsprechend niedrig sind die  $C_{\text{org}}$ -Flußraten, die in der Regel unter  $1\text{ g C m}^{-2}\text{ Jahr}^{-1}$  liegen. Die Hydrographie an den Flanken wird durch das salz- und sauerstoffreiche, aber nährstoffarme NADW mit potentiellen Temperaturen von  $1,5\text{--}3,5\text{ °C}$  und Salinitäten zwischen  $34,8$  und  $34,95\text{ ‰}$  gekennzeichnet. Dagegen liegen die flachen Erhebungen, mit den geringsten Wassertiefen um  $1000\text{ m}$ , im Einflußbereich des nährstoffreichen und sauerstoffarmen UCDW sowie des salzarmen, nährstoffarmen und sauerstoffreichen AAIW. Diese Bereiche weisen Temperaturen zwischen  $3\text{ °C}$  und  $4,5\text{ °C}$  und Salinitäten zwischen etwa  $34,5\text{ ‰}$  und  $34,8\text{ ‰}$  auf und werden zusätzlich durch die Strömung des ozeanischen Benguela-Stroms beeinflusst. Das Oberflächensediment zeichnet sich durch hohe biogene Sandgehalte, verbunden mit extrem hohen Karbonatgehalten von in der Regel  $>90\text{ Gew ‰}$ , und durch sehr niedrige Gehalte an organischem Kohlenstoff ( $<0,4\text{ Gew ‰}$ ) aus.

Die Biozönosen des Walfisch-Rückens werden durch agglutinierte Foraminiferen dominiert, vorwiegend *Rhizammina* spp. im Kuppenbereich sowie *Psammosphaera* sp., *Cribrostomoides subglobosus* und *Reophax bilocularis* an den Flanken. Diese Arten nutzen dort die Bruchstücke planktischer und kalkiger benthischer Foraminiferen zum Aufbau ihrer Gehäuse und zeigen daher eine positive Korrelation mit den Karbonat- und Sandgehalten des Oberflächensedimentes (Tab. 10). Eine Anpassung an die Wassermassenzonierung ist nicht festzustellen.

Daß die Zusammensetzung des Substrates die agglutinierte Vergesellschaftung in starkem Maße beeinflusst, zeigen unter anderem die Ergebnisse von Schröder (1986) aus dem westlichen Nordatlantik. Die Arten *Reophax bilocularis*, *Psammo-*



**Abb. 22:** Korrelation von gemessenen zu berechneten Werten ausgewählter Umweltparameter aus der multiplen Regressionsanalyse des Lebend- und Tot-Oberflächendatensatzes (Tab. 10). Die Standardabweichungen sind als gestrichelte Linien eingezeichnet.  $r$  = Multipler Korrelationskoeffizient,  $n$  = Anzahl der Proben,  $p$  = Irrtumswahrscheinlichkeit, bezogen auf die Regressionsgleichung als ganze.



## 5 Rezente benthische Foraminiferenvergesellschaftungen

### Lebend-Vergesellschaftungen Q-Modus

	PC1 <i>Rhiza.</i> <i>spp.</i>	PC2 <i>Uvig.</i> <i>auber.</i>	PC3 <i>Nutt.</i> <i>umbonif.</i>	PC4 <i>Uvig.</i> <i>peregr.</i>	PC5 <i>Reoph.</i> <i>bilocul.</i>	PC6 <i>Psamm.</i> <i>spp.</i>	PC7 <i>Rectuv.</i> <i>cylindr.</i>	r	n	s	Einheit
Breite	0,48					0,34		0,59	56	4,16	(°)
Länge			-0,44	0,47		-0,56	0,32	0,74	56	2,35	(°)
Wassertiefe		-0,29	0,73		0,36	0,30	-0,56	0,86	56	772,20	(m)
Pososität		0,29				-0,60		0,64	52	6,00	(Vol.%)
Karbonat	0,41					0,46		0,56	53	26,20	(Gew.%)
Corg	-0,42	0,53	-0,42		-0,36	-0,60	0,52	0,85	53	0,94	(Gew.%)
Temperatur	-0,36		-0,44	0,33	-0,41	-0,44	0,78	0,86	56	1,86	(°C)
Salinität		-0,36		0,27			0,37	0,53	56	0,20	(‰)
Sauerstoff	0,35	-0,34	0,40		0,52	0,45	-0,57	0,77	56	26,80	(μmol kg-1)
Phosphat		0,33		-0,34				0,46	56	0,30	(μmol kg-1)
Corg-Fluß	-0,37		-0,40	0,37	-0,37	-0,52	0,70	0,80	56	2,94	(g C m-2 a-2)

### Gehäuse-Vergesellschaftungen Q-Modus

	PC1 <i>Epist.</i> <i>exigua</i>	PC2 <i>Cassid.</i> <i>laevig.</i>	PC3 <i>Globoc.</i> <i>subglo.</i>	PC4 <i>Nutt.</i> <i>umbonif.</i>	PC5 <i>Boliv.</i> <i>dilatata</i>	PC6 <i>Bulim.</i> <i>costata</i>	PC7 <i>Melonis</i> <i>barleea.</i>	r	n	s	Einheit
Breite			0,45					0,45	60	4,51	(°)
Länge		0,56	-0,55	-0,51	0,28	0,31		0,73	60	2,45	(°)
Wassertiefe	0,49	-0,66		0,81	-0,37			0,92	60	599,30	(m)
Pososität			-0,68				0,30	0,71	55	5,63	(Vol.%)
Karbonat	0,34		0,65				-0,31	0,78	56	19,99	(Gew.%)
Corg	-0,59	0,58	-0,59	-0,46	0,50	0,39		0,90	56	0,78	(Gew.%)
Temperatur	-0,51	0,68	-0,30	-0,47	0,30			0,79	60	2,18	(°C)
Salinität						-0,37		0,37	60	0,22	(‰)
Sauerstoff	0,66	-0,54	0,26	0,44	-0,68	-0,29	0,33	0,88	60	19,80	(μmol kg-1)
Phosphat						0,29	-0,26	0,38	60	0,31	(μmol kg-1)
Corg-Fluß	-0,49	0,66	-0,43	-0,40				0,70	60	3,38	(g C m-2 a-2)

### Potentiell Fossilvergesellschaftungen R-Modus

	PC1 <i>Bulim. gibba</i>	PC2 <i>Osang. culter</i>	PC3 <i>Hoegl. elegans</i>	PC4 <i>Valvul. laevig.</i>	PC5 <i>Globob. turgida</i>	PC6 <i>Cassid. bradyi</i>		r	n	s	Einheit
Breite					-0,33	-0,31		0,45	60	4,55	(°)
Länge	0,38	-0,32		0,50				0,74	60	2,50	(°)
Wassertiefe	-0,54		-0,34	-0,57		-0,34		0,93	60	568,50	(m)
Pososität		-0,44	-0,38	0,41				0,74	55	5,46	(Vol.%)
Karbonat		0,42	0,36					0,60	56	25,26	(Gew.%)
Corg	0,38			0,60		0,33		0,86	56	0,88	(Gew.%)
Temperatur	0,84					0,40		0,95	60	1,13	(°C)
Salinität	0,60		-0,32	-0,43				0,84	60	0,13	(‰)
Sauerstoff		0,26		-0,46	0,30	-0,57		0,88	60	19,80	(μmol kg-1)
Phosphat	-0,53			0,33	-0,29			0,77	60	0,22	(μmol kg-1)
Corg-Fluß	0,81					0,36		0,92	60	1,87	(g C m-2 a-2)

**Tab. 10:** Einfache lineare Korrelationskoeffizienten zwischen einzelnen Umweltparametern und einzelnen Vergesellschaftungen (Faktorladungen im Q-Modus bzw. Faktorwerte im R-Modus), Korrelationskoeffizienten (r) multipler Regressionen zwischen einzelnen Umweltparametern und der Gesamtheit der jeweiligen Fauna, in die Regressionsanalyse eingegangene Probenzahl (n), Standardabweichung (s) sowie Einheit der Umweltparameter. Leere Felder innerhalb der Korrelationsmatrix bedeuten Vertrauenswahrscheinlichkeiten unter 95 %.

*sphaera fusca* und *Lagenammina tubulata* spiegeln in ihren Gehäusen dort jeweils das Substrat wider, was sich auch in einer großen intraspezifischen Variabilität äußert. Fragile Sandschaler, wie z.B. *Rhizammina algaeformis* leben in Zonen ohne große Strömungen am oberen Kontinentalhang in 2200 bis 2500 m Wassertiefe. Dagegen ist *Cribrostomoides subglobosus* auf grobkörnigem strömungsbeeinflusstem Substrat des mittleren Hangbereiches (2500-3600 m) verbreitet. Am Walfisch-Rücken stehen lediglich die flachen exponierten Bereiche, die im wesentlichen durch *Rhizammina* spp. besiedelt werden, im Einfluß einer leicht erhöhten Strömung des ozeanischen Benguela-Stromes. Die Vorkommen von *Psammosphaera* sp. und *C. subglobosus* besitzen hier dagegen keine Beziehung zu einem strömungsgeprägten Habitat.

In der Thanatozönose dominieren kalkige Gehäuse.

### KUPPENREGION DES WALFISCH-RÜCKENS

Die flache Kuppenregion sowie einige tiefere Proben an der Südostflanke des Walfisch-Rückens werden durch *Globocassidulina subglobosa*, *Oridorsalis umbonatus* und *Hoeglundina elegans* charakterisiert. Corliss (1985), Corliss & Emerson (1990) und Rathburn & Corliss (1994) beschreiben die Mikrohabitate verschiedener Tiefseeforaminiferen an Proben aus dem westlichen Nordatlantik und der Sulu-See. Sie zeigen, daß *H. elegans* eine epi- bis flach infaunale (0-2 cm Sedimenttiefe) Lebensweise bevorzugt, *O. umbonatus* dagegen sowohl epi- wie infaunal in 0-4 cm Sedimenttiefe angetroffen werden kann. Das Vorkommen der fakultativ endobenthischen Art *G. subglobosa* (Murray 1991) ist charakteristisch für strömungsexponierte submarine Erhebungen mit sandreichen Sedimenten. Dies belegen unter anderem die Untersuchungen von Mackensen et al. (1993a) aus der Polarfront-Region des östlichen Südatlantiks, wo am Agulhas-Rücken, an der Meteor-Kuppe sowie am Mittelatlantischen und Atlantisch-Indischen Rücken Anteile dieser Art bis über 10 % angetroffen wurden. Weitere Nachweise ähnlicher Vergesellschaftungen wurden vom Rio-Grande-Rücken (Lohmann 1978, 1981), vom Walfisch-Rücken (Van Leeuwen 1989), aus 3000 bis 4500 m Wassertiefe von äquatorialen Tiefseekuppen im Golf von Guinea (Van Leeuwen 1989, Timm 1992) sowie von den Rückensystemen im Indischen Ozean (Corliss 1979b, c, 1983) beschrieben.

In diesem Zusammenhang wurden auch Anpassungen von *G. subglobosa* an unterschiedliche Wassermassen diskutiert, so an das AAIW und NADW im Südatlantik (Lohmann 1978, 1981), an das NADW im südwestlichen Indik (Corliss 1983) sowie an das obere AABW im südöstlichen Indik (Corliss 1979c). Lohmann (1978) und Miao & Thunell (1993) belegen zudem eine Bindung von *G. subglobosa* und *Uvigerina peregrina* an niedrige Sauerstoffkonzentrationen. Dagegen vermuten Loubere et al. (1988) und Van Leeuwen (1989), daß *G. subglobosa* generell an niedrige bis intermediäre Nahrungsflüsse angepaßt ist und bei erhöhter Nahrungszufuhr nicht mit anderen Arten konkurrieren kann. Zu einem ähnlichen Ergebnis kommen auch Timm (1992) und Gooday (1993), die *G. subglobosa* als opportunistische Art ebenfalls wie *E. exigua* mit Phytodetritus korrelieren. Diese Beobachtungen zeigen, daß *G. subglobosa* in sehr unterschiedlichen Lebens-

räumen existieren kann und demnach ein breites Spektrum von Umwelteinflüssen toleriert.

Auf dem Walfisch-Rücken korreliert die *G. subglobosa*-Vergesellschaftung deutlich positiv mit hohen Sand- und Karbonatgehalten, dagegen negativ mit den  $C_{org}$ -Gehalten bzw.  $C_{org}$ -Flußraten (Tab. 10). Unter Beachtung dieser Ergebnisse und dem Verbreitungsmuster in anderen Meeresgebieten scheint diese Fauna auf dem Walfisch-Rücken an einen Lebensraum angepaßt zu sein, der generell durch sehr niedrige Nahrungsflüsse gekennzeichnet und gleichzeitig einer erhöhten Strömung an exponierten Bereichen ausgesetzt ist. Eine Bindung an die Wassermassenzonierung ist hier dagegen nicht festzustellen.

#### FLANKENBEREICHE DES WALFISCH-RÜCKENS

Mit dem Einsetzen von *Epistominella exigua* in etwa 1300 m Wassertiefe (Abb. 21) dominiert die gleichnamige Vergesellschaftung die Flankenbereiche des Walfisch-Rückens. *E. exigua* ist eine häufige Art der bathyalen und abyssalen Vergesellschaftungen aus dem Nord- und Südatlantik, Pazifik, Indik, Südozean und Europäischen Mittelmeer und fehlt lediglich im eisbedeckten Arktischen Ozean (Murray 1991, Gooday 1993). Eine weitere wichtige Art dieser Fauna ist *Fontbotia wuellerstorfi*. Lutze & Thiel (1989) schlossen aus ihren Beobachtungen am Nordwestafrikanischen Kontinentalhang, daß dieser epibenthische Suspensionsfresser über die Sediment-Wassergrenze ragende Mikrohabitate in leicht strömendem Bodenwasser besiedelt. Sie stellten weiterhin fest, daß *F. wuellerstorfi* unter den Bereichen starker Hochproduktion nur spärlich vertreten ist, eine Beobachtung, die auch im östlichen Südatlantik zutrifft.

Auf der Basis von Q-Modus-Hauptkomponentenanalysen wurde erkannt, daß das Verbreitungsmuster einer durch *E. exigua* und *F. wuellerstorfi* geprägten Fauna die Ausbreitung des NADW sowohl im Nordatlantik (Streeter 1973, Streeter & Shackleton 1979, Schnitker 1974, 1980, Murray 1991) als auch im Südatlantik nachzeichnet (Lohmann 1978, Mackensen et al. 1993a). Auch am Walfisch-Rücken fällt zumindest die obere Verbreitungsgrenze von *E. exigua* mit der Obergrenze des NADW zusammen. Zudem korreliert diese Fauna hier deutlich positiv mit dem gelösten Sauerstoff (Tab. 10), der im NADW höhere Konzentrationen erreicht als in den umgebenden Wassermassen (Abb. 2). Im Indik liegt das Verbreitungsgebiet von *F. wuellerstorfi* und *E. exigua* ebenfalls im dortigen Tiefen- und Bodenwasser (Corliss 1979c, 1983). *E. exigua* zeigt auch hier eine Bindung an hohe Sauerstoffkonzentrationen (Peterson 1984).

Trotz dieser regionalen Beziehung zwischen dem Vorkommen von *E. exigua* und der Ausbreitung des NADW im Atlantik läßt sich keine ausschließliche Bindung dieser Art an die Hydrographie des Tiefenwassers feststellen, was unter anderem durch ihr Vorkommen am antarktischen Kontinentalhang belegt wird (Mackensen et al. 1990). Gooday (1988, 1993), Gooday & Lamshead (1989) und Smart et al. (1994) folgern aus ihren Untersuchungen im Nordostatlantik, daß *E. exigua* und eine Reihe anderer kleinwüchsiger epifaunaler Arten weniger an die Hydrographie, als vielmehr an eine saisonal stark schwankende Nahrungszufuhr angepaßt sind.

Eine im Nordostatlantik regelmäßig im Frühling einsetzende Phytoplanktonblüte führt zu einer raschen Sedimentation von Phytodetritus. In dem für sie kurzzeitig günstigen Mikrohabitat reagieren diese Opportunisten mit einem raschem Wachstum und einer schnellen Reproduktion. Diese Hypothese wird durch Befunde in anderen Regionen bekräftigt. Obwohl *E. exigua*, wie bereits erwähnt, im eisbedeckten Arktischen Ozean, der durch äußerst geringe Nahrungsflüsse geprägt ist, fehlt, tritt sie im Eisrandbereich zusammen mit *F. wuellerstorfi* auf (J. Wollenburg mündl. Mittlg.). Dort kommt es saisonal zu einer erhöhten Primärproduktion und somit zu einer Steigerung der Nahrungszufuhr zum Meeresboden. Vergleichbare Prozesse sind auch als Ursache für die Vorkommen von *E. exigua* am antarktischen Kontinentalhang (Mackensen et al. 1990) denkbar.

Diese Beobachtungen können auf die hier untersuchte Region im östlichen Südatlantik übertragen werden, in der die *E. exigua*-Vergesellschaftung negativ mit dem Corg-Fluß und den Corg-Gehalten im Oberflächensediment korreliert. Diese Beziehung spiegelt ihre Verbreitung in den eher oligotrophen Lebensräumen wider. Demzufolge wird das Siedlungsmuster von *E. exigua* an den Flanken des Walfisch-Rückens und dem unteren Kontinentalhang in entscheidendem Maße durch die generell geringe und saisonal schwankende Nahrungszufuhr gesteuert (vgl. Lohmann 1992).

Die Ergebnisse der R-Modus Hauptkomponentenanalyse sowie die vertikale Verbreitung einzelner charakteristischer Arten in der Wassersäule (Abb. 21) lassen Verbreitungsmuster erkennen, die im Q-Modus von der dominierenden Art *E. exigua* überdeckt werden. So zeigt die hochdiverse und miliolidenreiche *Osangularia culter*-Vergesellschaftung mit ihrem Verbreitungsschwerpunkt am Walfisch-Rücken in 2000 bis 2800 m Wassertiefe einen deutlichen Bezug zum Salinitätsmaximum des oberen NADW. Eine markante Tiefenzonierung weisen auch die Arten *Cibicidoides kullenbergi* und *Melonis pompilioides* auf, die im wesentlichen zwischen 2200 und 4000 m Wassertiefe und damit knapp unterhalb der *O. culter*-Fauna im salz- und sauerstoffreichen mittleren und unteren NADW auftreten. Diese Faunen scheinen eine epi- bis flach infaunale Lebensweise im Einfluß niedriger Nahrungsflüsse und hoher Sauerstoffkonzentrationen zu bevorzugen, wie Untersuchungen zum Mikrohabitat (Corliss 1985, Corliss & Emerson 1990) und zur rezenten Verbreitung der beteiligten Arten zeigen (Lohmann 1978, Lutze 1980, Lutze & Coulbourn 1984, Van Leeuwen 1989, Sjoerdsma & Van der Zwaan 1992). Im Untersuchungsgebiet findet diese Vergesellschaftung daher unter oligotrophen Bedingungen am Walfisch-Rücken, an dessen Flanken das NADW ausstreicht, einen geeigneten Lebensraum. Ihr geringer Einfluß am südwestafrikanischen Kontinentalhang ist die Folge höherer Nahrungsflüsse, verbunden mit erniedrigten Sauerstoffkonzentrationen.

### 5.6.2 Vergesellschaftungen auf dem Schelf und am oberen Kontinentalhang

Der südwestafrikanische Schelf und obere Kontinentalhang befinden sich im direkten Einflußbereich des Küstenauftriebs, der Primärproduktionsraten über

100 g C m<sup>-2</sup> Jahr<sup>-1</sup> aufweist. Dementsprechend hoch sind auch die Flüsse von organischem Material ins Sediment (meist >5 g C m<sup>-2</sup> Jahr<sup>-1</sup>), die sich auch in C<sub>org</sub>-Gehalten von zum Teil weit über 2 Gew % widerspiegeln. Die Regionen bis etwa 2000 m Wassertiefe werden durch unterschiedliche Wassermassen charakterisiert. Das salzreiche und relativ warme SACW (T = 5-18 °C, S = 34,3-35,8 ‰) liegt in 200 bis 500 m, darunter folgt in 500 bis 1000 m das niedrigrisaline AAIW (T = 3,5-6,5 °C, S ≈ 34,5 ‰) und in 1000 bis 1600 m das sauerstoffarme und nährstoffreiche UCDW (T = 3,5-4,0 °C, S = 34,6-34,75 ‰). Darunter schichtet sich schließlich das sauerstoff- und salzreiche aber nährstoffarme obere NADW (T = 2,9-3,5 °C, S = 34,8-34,9 ‰). Während die Salinität mehrere Maxima und Minima aufweist, nimmt die Wassertemperatur mit zunehmender Wassertiefe von 18 °C auf unter 3 °C ab. Innerhalb der Sauerstoffminimumzone (SMZ) in durchschnittlich 200 bis 1300 m Wassertiefe geht der gelöste Sauerstoff bis auf Konzentrationen um 1 ml l<sup>-1</sup> zurück (vgl. Kap. 3.3).

Die Oberflächensedimente sind in ihrer Zusammensetzung sehr variabel (Kap. 3.4.1). Der biogene Anteil schwankt beträchtlich, was zum einen auf unterschiedliche Eintragsraten terrigener Partikel, zum anderen auf selektive Karbonatlösung zurückzuführen ist. In diesem Zusammenhang zeichnet sich ein N-S-Trend ab, mit vorwiegend terrigen beeinflussten Sedimenten im Einflußbereich des Kunene und Kongo im Norden gegenüber karbonatreicheren Sedimenten vor der ariden Küstenregion Namibias im Süden. Der Großteil der Oberflächensedimente besitzt einen hohen Pelitanteil, hohe Sandgehalte sind dagegen weitgehend auf den Schelf und obersten Kontinentalhangbereich beschränkt. Sie gehen im Norden des Arbeitsgebietes vorwiegend auf terrigene Partikel zurück, während im Süden bis in den unteren Hangbereich Foraminiferensande vorkommen.

Die Artenzusammensetzung der Bio- und Thanatozönosen des südwestafrikanischen Schelfes und oberen Kontinentalhanges ist in Abhängigkeit der Beziehung zwischen Nahrungsfluß und Sauerstoffkonzentration im Boden- bzw. Porenwasser durch engräumige, insbesondere wassertiefenorientierte, Wechsel gekennzeichnet.

Als Folge hoher Nahrungsflüsse und den damit verbundenen hohen C<sub>org</sub>-Gehalten im Oberflächensediment kommt es in zahlreichen Meeresregionen zu einer gesteigerten Reproduktion opportunistischer Arten (Boltovskoy & Wright 1976, Murray 1991). Dies bedingt häufig überdurchschnittlich hohe Siedlungsdichten, bei gleichzeitig niedrigen Diversitäten (vgl. Kap. 5.2, Sen Gupta & Machain-Castillo 1993). Arbeiten aus der nördlichen Adria (Barmawidjaja et al. 1992, Jorissen et al. 1992) sowie der Vergleich verschiedener Meeresgebiete (Linke & Lutze 1993) zeigen die hohe Anpassungsfähigkeit einiger opportunistischer Hochproduktionsarten, die vorzugsweise infaunal leben, ihr Mikrohabitat jedoch in Abhängigkeit von Nahrungszufuhr und Sauerstoffkonzentration im Boden- bzw. Porenwasser verändern.

Während die Zone der Sauerstoffeindringung in den tiefen, durchlüfteten Beckenbereichen, wie beispielsweise im östlichen Südatlantik, Weddellmeer oder äquatorialen Pazifik, häufig bis über 1 m tief ins Sediment reicht, ist der Sauerstoff im

Porenwasser in Schelf- und Kontinentalhangsedimenten häufig schon nach wenigen Zentimetern oder sogar Millimetern stark gezehrt (Revsbech et al. 1980, Rutgers van der Loeff 1990, Schlüter 1990). Die Ursache hierfür liegt in unterschiedlich hohen Flußraten an organischem Material in das Sediment. Der mikrobielle Abbau in  $C_{org}$ -reichen Sedimenten führt hierbei zu einer ausgeprägten Sauerstoffzehrung und somit zu einer raschen Abnahme der  $O_2$ -Konzentration im Porenwasser. Die Bioturbationstätigkeit des Makrobenthos ist dann entscheidend für den  $O_2$ -Eintrag in tiefere Lagen (5-15 cm) (Revsbech et al. 1980) und somit vermutlich auch für den Lebensbereich der benthischen Foraminiferen. Die Flußrate von organischem Material zum Meeresboden bestimmt folglich sowohl das Nahrungsangebot als auch die Sauerstoffkonzentration im Boden- und Porenwasser und steuert letztlich das Siedlungsmuster der benthischen Foraminiferen. In geringen Wassertiefen führt der hohe Eintrag organischen Materials zu einer geringen Sauerstoffeindringung. Die Sauerstoffeindringung wächst mit zunehmender Wassertiefe an, da die  $C_{org}$ -Flußraten abnehmen. In großen Wassertiefen dominieren epifaunale Arten, die an oxische Porenwasserbedingungen und ein nahrungslimitiertes Milieu angepaßt sind (Corliss & Emerson 1990).

### SHELF

Auf dem äußeren Schelf und obersten Kontinentalhang werden die Biozönosen zwischen etwa 12 °S und 27 °S durch *Rectuvigerina cylindrica*, *Ammoscalaria pseudospiralis* und *Cancris oblongus*, die Bereiche nördlich und südlich davon durch *Uvigerina peregrina* s.l. dominiert. Die *R. cylindrica*-Vergesellschaftung korreliert deutlich positiv mit den Umweltparametern Wassertemperatur,  $C_{org}$ -Fluß,  $C_{org}$ -Gehalt im Oberflächensediment, dagegen negativ mit dem Sauerstoffgehalt der Wassermasse, der im Verbreitungsgebiet dieser Fauna auf Konzentrationen von zum Teil deutlich unter 2 ml l<sup>-1</sup> absinken kann (Dingle & Nelson 1993). Die *U. peregrina*-Fauna korreliert leicht positiv mit dem  $C_{org}$ -Fluß (Tab. 10) und besiedelt Bereiche mit etwas höheren Sauerstoffkonzentrationen von in der Regel über 2 ml l<sup>-1</sup> (Dingle & Nelson 1993). In der Thanatozönose dominiert *Cassidulina laevigata* zusammen mit *U. peregrina* s.l. nahezu im gesamten äußeren Schelfbereich. Diese Fauna ist positiv mit den Umweltparametern Wassertemperatur,  $C_{org}$ -Fluß,  $C_{org}$ -Gehalt im Oberflächensediment, dagegen negativ mit dem Sauerstoffgehalt im Bodenwasser korreliert (Tab. 10).

Aus der Regressionsanalyse läßt sich somit eine deutliche Beziehung der Schelf-Faunen zu hohen  $C_{org}$ -Flüssen und niedrigen  $O_2$ -Konzentrationen ableiten. Dies wird durch die Verbreitung und bevorzugt infaunale Lebensweise der beteiligten Arten bekräftigt (Murray 1991). So wurde beispielsweise *A. pseudospiralis* in der nördlichen Adria im Einflußbereich hoher Nahrungsflüsse bis in 7 cm Sedimenttiefe angetroffen (Barmawidjaja et al. 1992). *C. oblongus* und *R. cylindrica* konnten im Rahmen dieser Arbeit (Multicorer-Proben der Stationen GeoB1704 aus 395 m sowie GeoB1713 aus 600 m Wassertiefe) in wenigen lebenden Exemplaren sogar bis in 10 cm Sedimenttiefe nachgewiesen werden. *R. cylindrica* ist ein wesentlicher Bestandteil der Schelf-Faunen im Golf von Guinea und besiedelt zusammen mit weiteren Arten aus dieser Gattung Bereiche mit  $C_{org}$ -reichen Sedimenten (Schiebel 1992). Van Leeuwen (1989) findet *C. laevigata* (als *C. carinata*)

am südwestafrikanischen Kontinentalhang in Wassertiefen zwischen 75 m und 2392 m und stellt hohe Prozentanteile dieser Art im Bereich des Kongo-Sedimentfächers fest, dessen Oberflächensedimente besonders hohe  $C_{org}$ -Gehalte aufweisen.

Auch in der Untersuchungsregion korreliert die *C. laevigata*-Fauna positiv mit den  $C_{org}$ -Gehalten im Oberflächensediment. Trotz des Maximums auf dem Schelf und obersten Kontinentalhang reicht die Verbreitung von *C. laevigata* in den Biozönotesen des Kontinentalhangs bis in etwa 3000 m Wassertiefe. Vergleichbar mit den Ergebnissen von Van Leeuwen (1989) läßt sich auch vor der Kunene-Mündung, gekennzeichnet durch  $C_{org}$ -reiche Sedimente bis in den unteren Kontinentalhangbereich, mit einem Anteil von etwa 3 % in 2000 m Wassertiefe, ein Maximum dieser Art feststellen.

Auch das Vorkommen der vorwiegend flach infaunal in 0-1 cm Sedimenttiefe lebenden Art *U. peregrina* scheint an hohe  $C_{org}$ -Gehalte in pelitreichen Sedimenten geknüpft zu sein, wie Untersuchungen aus dem Nordatlantik belegen (Miller & Lohmann 1982, Lutze & Coulbourn 1984, Lutze 1986). Im Nordwest-Indik korreliert *U. peregrina* ebenfalls mit hohen Nahrungsflüssen. Ihr Verbreitungsschwerpunkt liegt dort außerhalb der Bereiche extremer Sauerstoffzehrung (Hermelin & Shimmield 1990). Diese Ergebnisse stehen im Einklang mit dem Verbreitungsmuster von *U. peregrina* am südwestafrikanischen Schelf und Kontinentalhang. Ihr bevorzugter Lebensbereich liegt hier außerhalb bzw. in den Randbereichen der Sauerstoffminimumzone und wird durch relativ hohe  $C_{org}$ -Gehalte im Sediment (meist >2 Gew %) bei einer gleichzeitig nur mäßigen  $O_2$ -Abreicherung gekennzeichnet. In den oligotrophen Regionen des Walfisch-Rückens erreicht *U. peregrina* nur geringe Anteile. Die ältere Annahme von Lohmann (1978) und Streeter & Shackleton (1979) geht davon aus, daß die Verbreitung von *U. peregrina* alleine durch niedrige Sauerstoffgehalte in der Bodenwassermasse gesteuert wird. In der hier untersuchten Region konnte dies jedoch nicht bestätigt werden.

Für benthische Foraminiferenvergesellschaftungen des Schelfes aus vergleichbaren Regionen wurden auch Anpassungen an das Substrat diskutiert. Vor der südafrikanischen Küste und am portugiesischen Kontinentalrand stellten Hempel (1985) und Levy et al. (1993) eine klare Beziehung zwischen der Korngröße des Sedimentes und der benthischen Foraminiferenfauna fest. Eine durch die endobenthische Art *C. laevigata* dominierte Fauna besiedelte hierbei Habitate mit einem hohen Feinsandanteil (Hempel 1985). Weiterhin wurde die Verbreitung von *C. oblongus* (als *C. auriculus*) auf dem Schelf vor Nordwest-Afrika (Lutze & Coulbourn 1984) und im Golf von Guinea (Schiebel 1992) mit grobkörnigen Sedimenten korreliert.

Detaillierte Daten über die Korngrößenzusammensetzung der in dieser Arbeit untersuchten Oberflächensedimente sind leider nicht vorhanden. Die niedrigen Porositäten belegen jedoch auch für die Schelfsedimente des Untersuchungsgebietes höhere Grobfraktionsanteile. Mit Ausnahme einiger epifaunal-sessiler Arten, wie *Cibicides refulgens* und *C. lobatulus*, und relativ grob agglutiniierter Sandschaler, beispielsweise *Ammoscalaria pseudospiralis* und *Eggerelloides*

## 5 Rezente benthische Foraminiferenvergesellschaftungen

---

*scabrus*, konnte auf dem südwestafrikanischen Schelf jedoch keine starke Bindung der Siedlungsstruktur benthischer Foraminiferen zur Korngrößenzusammensetzung des Substrates beobachtet werden.

### OBERER KONTINENTALHANG

Unterhalb von etwa 400 m Wassertiefe, im Einflußbereich der ausgeprägten Sauerstoffminimumzone, besiedeln zahlreiche stenobathe Arten den oberen südwestafrikanischen Kontinentalhang. Von besonderer Bedeutung sind hier die Arten *Bolivina dilatata* und *Epistominella smithi* in 400 bis 800 m Wassertiefe im Zentrum der Sauerstoffabreicherung sowie *Bulimina costata*, *B. mexicana*, *B. aculeata*, *B. exilis*, *Uvigerina auferiana*, *Fursenkoina mexicana* und *Valvulineria laevigata* in etwa 800 bis 2000 m Wassertiefe.

Im Vergleich verschiedener Gebiete zeigten Sen Gupta & Machain-Castillo (1993), daß eine geringe Zahl von benthischen Foraminiferen, hauptsächlich der Gattungen *Bolivina*, *Bulimina*, *Globobulimina*, *Uvigerina*, *Nonionella* und *Cassidulina*, unter sauerstoffarmen Bodenwasserbedingungen im Zuge eines hohen Eintrags von organischem Material existieren können. Diese Faunen besitzen eine geringe Diversität und hohe Dominanz weniger Arten, die in der Lage sind, ein dysoxisches oder suboxisches Mikrohabitat mit Sauerstoffkonzentrationen um  $2 \text{ ml l}^{-1}$  und darunter zu besiedeln. Verschiedene morphologische Anpassungen, vor allem dünnere Wände sowie größere und zahlreichere Poren, ermöglichen in diesem Mikrohabitat einen effektiveren Gasaustausch (Leutenegger & Hansen 1979, Moodley & Hess 1992, Sen Gupta & Machain-Castillo 1993, Rathburn & Corliss 1994).

Entsprechende Vergesellschaftungen wurden aus verschiedenen Meeresregionen beschrieben, so beispielsweise aus den Hochproduktionsgebieten vor der Westküste Afrikas (Lutze 1980, Lutze & Coulbourn 1984, Van Leeuwen 1989, Schiebel 1992), dem Golf von Mexiko (Denne & Sen Gupta 1991, Loubere et al. 1993), dem Nordwest-Atlantik (Miller & Lohmann 1982, Corliss & Emerson 1990), der Auftriebsregion vor Peru (Resig 1981, Heinze 1990), dem Golf von Tehuantepec an der Pazifikküste Mexikos (Perez-Cruz & Machain-Castillo 1990), dem kalifornischen Kontinentalrand (Uchio 1960, Mackensen & Douglas 1989, Bernhard 1992), dem Südchinesischen Meer und der Sulu-See (Miao & Thunell 1993, Rathburn & Corliss 1994), dem Nordwest-Indik (Hermelin & Shimmield 1990) und dem Mittelmeer (Barmawidjaja et al. 1992, Jorissen et al. 1992).

In der nördlichen Adria werden die Bereiche mit den höchsten Nahrungsflüssen von sehr opportunistischen Arten besiedelt, die sowohl epifaunal als auch infaunal leben können und ihr Mikrohabitat in Abhängigkeit des Sauerstoffgehaltes im Boden- und Porenwasser sowie der Nahrungszufuhr verändern (Barmawidjaja et al. 1992, Jorissen et al. 1992). Zu dieser Artengruppe gehört unter anderem *Bolivina dilatata* und *Nonionella turgida*. Eine geringere opportunistische Prägung zeigen *Stainforthia concava*, *Bulimina marginata* und *Epistominella exigua*, die außerhalb der höchsten Nahrungsflüsse leben. Dieses Verteilungsmuster findet sich in ähnlicher Form auch am südwestafrikanischen Kontinentalhang wieder, wo



*B. dilatata* die Bereiche hoher Nahrungsflüsse und extremer Sauerstoffzehrung am oberen Kontinentalhang, *E. exigua* dagegen die Regionen im unteren Kontinentalhangbereich im Einfluß mäßiger bis geringer Nahrungsflüsse und hoher Sauerstoffkonzentrationen besiedelt.

Die Bedeutung der Sauerstoffminimumzone für das Siedlungsmuster der benthischen Foraminiferen am oberen südwestafrikanischen Kontinentalhang wird auch aus den Ergebnissen der Regressionsanalyse erkennbar. Die Faunen korrelieren nicht nur positiv mit den  $C_{org}$ -Gehalten des Substrates, sondern auch deutlich negativ mit den  $O_2$ -Konzentrationen der Wassermasse. Wahrscheinlich steuern Veränderungen (auch solche saisonaler Art) in der Intensität des Auftriebsgeschehens und der damit verbundenen Nahrungsflüsse entscheidend die Zusammensetzung und die bathymetrische Verbreitung der bathyalen Faunen (vgl. Heinze 1990).

### 5.6.3 Vergesellschaftungen am unteren Kontinentalhang

Im Unterschied zu den Flanken des Walfisch-Rückens steht der untere Kontinentalhangbereich noch im Einfluß des küstennahen Auftriebs und dessen Mischungsbereichs. Die hydrographische Situation im Tiefenwasser wird durch das sauerstoff- und salzreiche NADW charakterisiert, mit Temperaturen zwischen 2 °C und 3,5 °C im Angola-Becken und zwischen 1,5 °C und 3 °C im Kap-Becken sowie Salinitäten um 34,9 ‰. Die Oberflächensedimente sind durch hohe Pelitanteile charakterisiert. Die Flußraten an organischem Kohlenstoff erreichen etwa 2-5 g C m<sup>-2</sup> Jahr<sup>-1</sup>, die  $C_{org}$ -Gehalte liegen mit durchschnittlichen Werten zwischen 0,4 und 2,0 Gew % zwar über denen des Walfisch-Rückens, aber deutlich unter denen des Schelfs und oberen Kontinentalhangs. Eine markante Ausnahme bildet das Probenprofil vor der Kunene-Mündung, wo noch in 3500 m Wassertiefe über 3,0 Gew % gemessen wurden. Wie schon am Schelf und oberen Kontinentalhang setzt sich die festgestellte N-S-Asymmetrie im Karbonatgehalt auch am unteren Kontinentalhang fort.

Die Regionen des mittleren und unteren Kontinentalhangs, die durch geringe bis mittlere Nahrungsflüsse gekennzeichnet sind, werden durch Faunen besiedelt, die denen der Flanken des oligotrophen Walfisch-Rückens sehr ähnlich sind und auch entsprechend interpretiert werden können (vgl. Kap. 5.6.1). Innerhalb der Biozönosen dominieren abermals *Rhizammina* spp. und *Reophax bilocularis*, die Thanatozönose wird weitgehend durch die opportunistische Art *Epistominella exigua* charakterisiert. Der Vergleich der *E. exigua* - Vorkommen vom Walfisch-Rücken und vom unteren Kontinentalhang zeigt, daß Vergesellschaftungen, die durch diese Art dominiert werden, nur in Bereichen vorkommen, in denen die  $C_{org}$ -Gehalte 3 Gew % nicht überschreiten. Demzufolge wird dieses oligotrophe Faunenmuster vor der Kunene-Mündung, im Einflußbereich höherer Nahrungszufuhr und damit hoher  $C_{org}$ -Gehalte im Oberflächensediment in markanter Weise überzeichnet. Eine Überprägung der *E. exigua* - Fauna durch Hochproduktionsfaunen ist auch in anderen Gebieten zu beobachten. Im Atlantischen Sektor des Südozeans, in einer Zone erhöhter Primärproduktion zwischen Meereisgrenze und

Polarfrontzone, tritt an die Stelle von *E. exigua* dort *B. aculeata* als kennzeichnende infaunale Art (Mackensen et al. 1993a). Im Ost-Pazifik wird eine durch *E. exigua* dominierte Fauna, die die flacheren Bereiche der Nazca-Platte zwischen 2600 m und 3700 m Wassertiefe besiedelt, infolge erhöhter Produktivität in der Äquatorregion durch *Gyroidina turgida* ersetzt (Resig 1981).

Infolge dieser Überprägung werden Bio- und Thanatozönose des unteren Kontinentalhanges vor der Kunene-Mündung und in geringerem Maße auch am Kontinentalhang im Kap-Becken durch opportunistische Hochproduktions-Arten dominiert, im wesentlichen durch *Melonis barleeaanum*, *M. zaandamae* und *Uvigerina peregrina* s.l.. Als weitere charakteristische Arten sind unter anderem *Globobulimina turgida*, *Chilostomella oolina*, *Nonionella opima* und *Cassidulina reniforme* zu nennen.

Eine vergleichbare Hochproduktionsfauna in der Fraktion >250 µm, mit den Arten *U. peregrina*, *Globobulimina hoeglundi*, *M. zaandamae* (bzw. *M. barleeaanum*) und *Chilostomella ovoidea*, wurde von Lutze et al. (1986) aus spätquartären Sedimentkernen des unteren Kontinentalhanges vor Nordwest-Afrika vorgestellt. Die Fluktuationen dieser Artengruppe zeigen eine auffällige Korrelation mit dem Verlauf der Paläoproduktivität, die Müller et al. (1983) für einen Kern aus dieser Region aus den  $C_{org}$ -Werten errechneten. Die prägenden Gattungen der Hochproduktionsfauna besitzen eine flach bis tief infaunale Lebensweise und stehen in direkter Beziehung zu hohen Nahrungsflüssen und niedrigen Sauerstoffkonzentrationen im Porenwasser, wie zahlreiche Untersuchungen zur Ökologie und Verbreitung verschiedener Tiefseeforaminiferen zeigen (u.a. Corliss 1985, Corliss & Chen 1988, Mackensen & Douglas 1989, Corliss & Emerson 1990, Murray 1991, Mackensen et al. 1993a, Sen Gupta & Machain-Castillo 1993).

In Multicorerproben der Station GeoB1711 aus 1975 m Wassertiefe wurden *C. oolina*, *M. barleeaanum*, *M. zaandamae* und *Globobulimina* spp. lebend bis in 10 cm Sedimenttiefe nachgewiesen. Die genannten Arten traten zwar auch im obersten Zentimeter des Sedimentes auf, die Maxima der Verbreitung lagen jedoch für *M. barleeaanum* und *M. zaandamae* in ungefähr 1-5 cm, für *C. oolina* in ungefähr 5-8 cm und für *Globobulimina* spp. in ungefähr 7-10 cm Tiefe. Corliss (1985) und Corliss & Emerson (1990) beschreiben aus dem westlichen Nordatlantik die Mikrohabitate verschiedener benthischer Foraminiferen. In 3000 m Wassertiefe ist *Melonis barleeaanum* die dominante Art in 2-3 cm Sedimenttiefe, *Globobulimina affinis* und *Chilostomella oolina* zeigen ihr Verbreitungsmaximum in 7-9 cm, wurden jedoch bis in 15 cm Tiefe angetroffen. In 4800 m Wassertiefe, bei niedrigeren Nahrungsflüssen, ist die Mehrheit der benthischen Foraminiferen dagegen auf die obersten 2 cm beschränkt. Am kalifornischen Kontinentalrand fanden Mackensen & Douglas (1989) in einem Mikrohabitat aus etwa 900 m Wassertiefe, das durch sehr geringe Sauerstoffkonzentrationen ( $<0,5 \text{ ml l}^{-1}$ ) gekennzeichnet ist, *Chilostomella ovoidea* nur bis in 6 cm sowie *Globobulimina pacifica* nur bis in 8 cm Sedimenttiefe. Im Vergleich unterschiedlicher Regionen kamen die Autoren zu dem Schluß, daß die vertikale Verteilung dieser Arten neben dem Nahrungsangebot durch die jeweilige  $O_2$ -Konzentration im Porenwasser gesteuert wird. Sowohl die von Corliss (1985) untersuchte Station aus dem west-

lichen Nordatlantik, als auch die Station GeoB1711 vom südwestafrikanischen Kontinentalhang liegen außerhalb einer Sauerstoffminimumzone im Einflußbereich mäßig hoher  $C_{org}$ -Flüsse und des sauerstoffreichen NADW. Dies erklärt die tieferreichende Besiedlung im Sediment dieser Stationen.

Caralp (1989a, b) belegt an Faunenwechseln in einem Sedimentkern aus der Auftriebsregion vor Nordwest-Afrika, daß für die Zusammensetzung einer benthischen Foraminiferenfauna nicht nur die Höhe der Nahrungsflüsse, sondern auch die Qualität des zugeführten organischen Materials entscheidend ist. Sie zeigt, daß das Auftreten von *Bulimina exilis* im untersuchten Kern mit der Akkumulation großer Mengen relativ frischen organischen Materials (Phytodetritus) korreliert ist, *M. barleeaanum* dagegen Nahrung in einer leicht alterierten Form bevorzugt. Der Anspruch dieser Arten an die Qualität der Nahrung äußert sich am Kontinentalhang im östlichen Südatlantik in der Besiedlung verschiedener Wassertiefen. Während der Verbreitungsschwerpunkt von *B. exilis* am oberen Kontinentalhang liegt, der im direkten Einflußbereich sehr hoher Nahrungsflüsse aus dem küstennahen Auftrieb liegt, treten *M. barleeaanum* und *M. zaandamae* häufiger erst am unteren Kontinentalhang auf. Dieser Bereich wird durch niedrigere  $C_{org}$ -Flüsse charakterisiert und das absinkende organische Material hat bereits einen längeren Weg durch die Wassersäule hinter sich. Es ist weiterhin denkbar, daß die Verbreitung von *M. barleeaanum* und *M. zaandamae* im unteren Kontinentalhangbereich durch die Umlagerung organischen Materials aus Ablagerungen des Schelfs und oberen Kontinentalhangs sowie durch die Zufuhr von alterierter terrigener organischer Substanz über den Kunene begünstigt wird. Letzteres würde das besonders häufige Auftreten dieser Art vor der Kunene-Mündung erklären.

#### 5.6.4 Vergesellschaftungen in den tiefen Becken

Die tiefen Regionen des Kap- und Angola-Beckens, die im Bereich der Kalzitlysookline oder darunter liegen, werden durch ein kalzitkorrosives Milieu geprägt. Während das Angola-Becken bis in seine tiefsten Bereiche durch NADW mit nur geringem AABW-Anteil ausgefüllt wird, beeinflusst das kalte nährstoffreiche und besonders stark an  $CO_3^{2-}$ -Ionen untersättigte LCDW ( $T = 0,7-1,5\text{ }^{\circ}C$ ,  $S \approx 34,7\text{ ‰}$ ) die Regionen des Kap-Beckens unterhalb von 4000 m Wassertiefe. Die Nahrungsflüsse aus der Wassersäule sind mit Werten unter  $2\text{ g C m}^{-2}\text{ Jahr}^{-1}$  durchgehend sehr gering. Dementsprechend niedrig sind die im Sediment überlieferten  $C_{org}$ -Gehalte, die lediglich in der Nähe des afrikanischen Kontinentalhangs 1 Gew % überschreiten. Die Oberflächensedimente sind überwiegend sehr feinkörnig mit hohen Pelitanteilen und verhältnismäßig geringen Karbonatgehalten. Eine Ausnahme bildet die Station GeoB1724, an der turbiditische Reliktsedimente angetroffen wurden, die terrigene Komponenten bis in die Feinkiesfraktion enthalten.

Die benthische Foraminiferenfauna des tiefen Kap- und Angola-Beckens wird sowohl in der Lebend- als auch in der Totfauna durch *Nuttallides umbonifer* charakterisiert. Die *N. umbonifer*-Fauna tritt in den abyssalen Beckenregionen aller drei Weltozeane auf und zeichnet im Atlantik die Ausbreitung des AABW nach (Streeter 1973, Lohmann 1978a, b, Schnittker 1974, 1980, Murray 1991). Neuere

Arbeiten zeigen jedoch, daß die *N. umbonifer*-Fauna weniger an das AABW an sich angepaßt ist, als vielmehr an den korrosiven Lebensraum zwischen Kalzitlysookline und Kalzitkompensationstiefe (Resig 1981, Bremer & Lohmann 1982, Mackensen et al. 1990, 1993a). Dieser Befund kann auch auf den östlichen Südatlantik übertragen werden. Hier ist keine enge Kopplung der *N. umbonifer*-Fauna an das AABW festzustellen, da diese Vergesellschaftung sowohl im Kap-Becken als auch im Angola-Becken auftritt und letzteres nur geringe Beimischungen einer südlichen Bodenwasserkomponente aufweist. Zu einem ähnlichen Ergebnis kommt auch Van Leeuwen (1989). Das Vorkommen der *N. umbonifer*-Fauna scheint zudem an eine niedrige Nahrungszufuhr aus dem Pelagial geknüpft zu sein, wie sie charakteristisch für abyssale Regionen ist. Dies wird durch das Verbreitungsmuster der Fauna im Arbeitsgebiet bestätigt. Ihr Einfluß geht in Bereichen nahe des Kontinentalhangs, die noch durch etwas höhere Flüsse an organischen Material geprägt sind, deutlich zurück. Außerdem besitzt ein Großteil der mit *N. umbonifer* assoziierten Arten, beispielsweise *Adercotryma glomerata*, *Epistominella exigua* und *Fontbotia wuellerstorfi*, eine epibenthische Lebensweise (Murray 1991).

Die Station GeoB1724 aus dem Kap-Becken liegt mit 5102 m Wassertiefe im Bereich der Kalzitkompensationstiefe. Hier geht der Anteil karbonatischer Foraminiferen stark zurück und es dominieren agglutinierte Arten. Vergleichbare Faunen sind unter anderem aus den abyssalen Regionen des Weddellmeeres (Anderson 1975, Mackensen et al. 1990), der Drake-Passage (Herb 1971), des Scotiameeres (Echols 1971) und des westlichen Südatlantiks (Harloff 1994) bekannt. Diese Bereiche werden von stark karbonatuntersättigten Wassermassen (Weddellmeer-Bodenwasser, CDW, AABW) ausgefüllt bzw. durchströmt.

Zusammenfassend läßt sich feststellen, daß die Verbreitung der rezenten benthischen Foraminiferenfaunen im östlichen Südatlantik im wesentlichen durch vier Umwelteinflüsse bestimmt wird: 1) Saisonalität und Höhe der Nahrungszufuhr, 2) Tiefenwasserausbreitung, 3) Karbonatuntersättigung der Bodenwassermasse sowie 4) Strömungsgeschwindigkeit der Bodenwassermasse und Korngrößenzusammensetzung des Sediments.

Von besonderer Bedeutung ist die Art und Höhe der Nahrungsflüsse. Der südwestafrikanische Schelf, der obere Kontinentalhang und lokal auch der untere Kontinentalhang liegen im Einflußbereich des küstennahen Auftriebs und werden demzufolge von niedrigdiversen individuenreichen Hochproduktionsvergesellschaftungen besiedelt. Diese besitzen hohe Anteile infaunaler Arten, die an gesteigerte Nahrungsflüsse und niedrige Sauerstoffkonzentrationen im Boden- und Porenwasser angepaßt sind. Die angrenzenden oligotrophen Bereiche werden dagegen von verschiedenen epifaunal dominierten Faunen besiedelt. In diesem Zusammenhang gilt *Epistominella exigua* als Charakterart einer saisonal schwankenden Nahrungszufuhr. Am Walfisch-Rücken lassen sich zudem Faunen ausscheiden, die an die Hydrographie bzw. höhere Strömungsgeschwindigkeiten und sandreiche Sedimente angepaßt sind. In den tiefen Beckenbereichen wird die Verbreitung benthischer Foraminiferen in entscheidendem Maße durch das kalzitkorrosive Milieu unterhalb der Kalzitlysookline gesteuert.

## 6 SPÄTQUARTÄRE BENTHISCHE FORAMINIFERENVERGESELLSCHAFTUNGEN

### 6.1 Südostflanke des Walfisch-Rückens (GeoB1214)

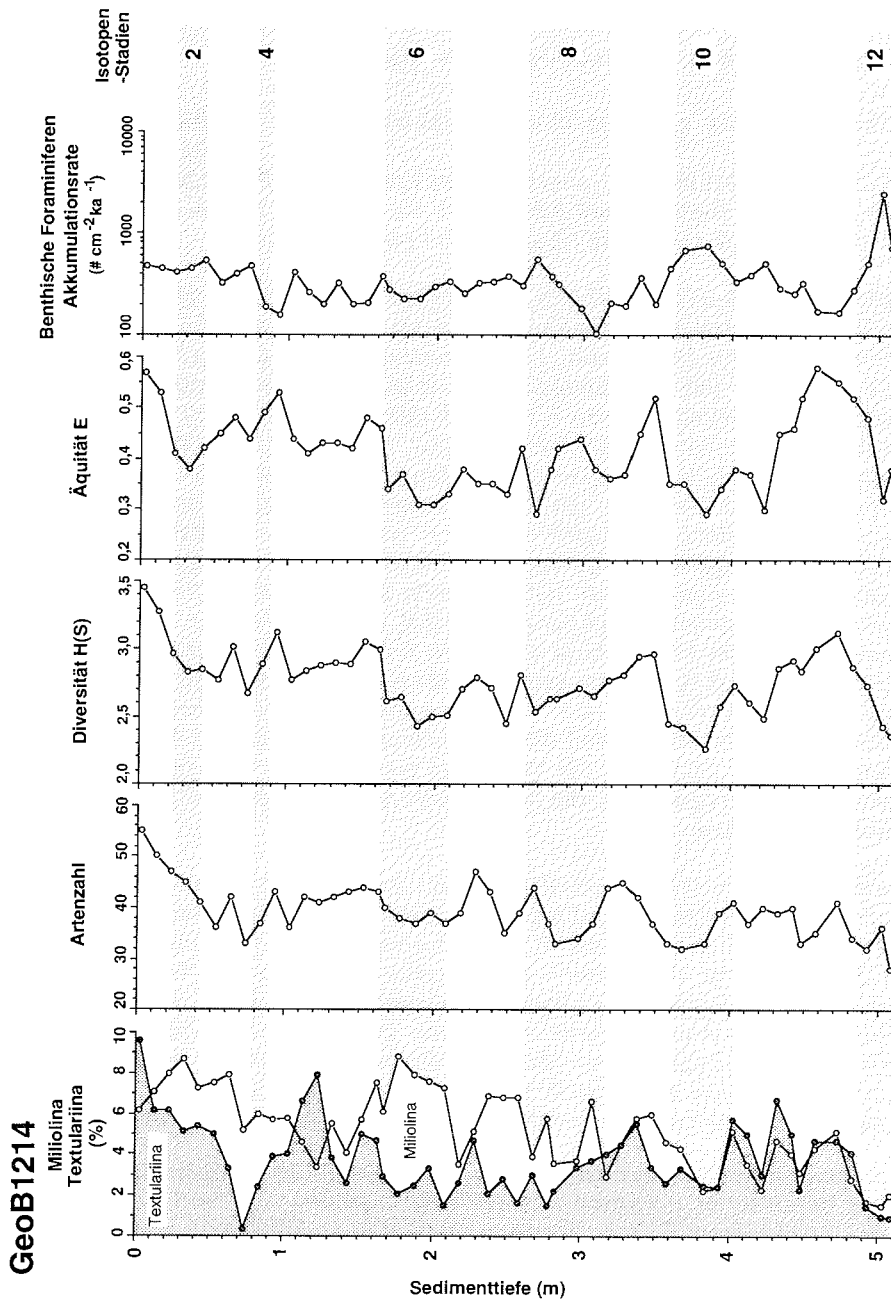
#### 6.1.1 Übergeordnete spätquartäre Faunentrends am Walfisch-Rücken

Die periodischen Fluktuationen charakteristischer Faunen-Parameter zur Kennzeichnung übergeordneter Faunentrends im Kern GeoB1214 sind in Abb. 23 zusammengestellt und werden im folgenden kurz beschrieben.

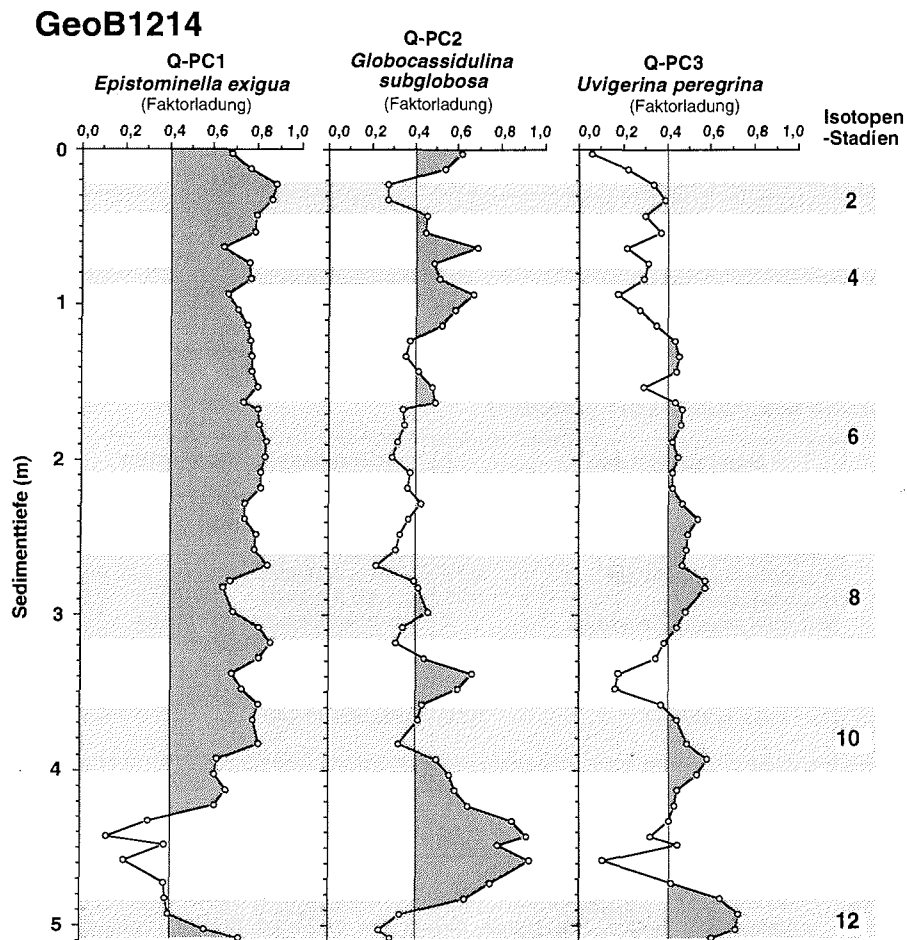
Mit Anteilen zwischen 84,2 bis 97,5 %, durchschnittlich jedoch mit 91 %, setzt sich der Großteil der fossil überlieferten Fauna im Kern GeoB1214 aus "kalkig-perforaten" Gehäusen zusammen. Als genereller Trend zeigt sich eine leichte Zunahme der Werte mit zunehmender Kerntiefe. Weiterhin lassen sich geringe Schwankungen mit etwas höheren Anteilen in den Glazialen 12, 10 und 8 gegenüber niedrigeren Anteilen in den Interglazialen 11 und 9 feststellen. Die Textulariina erreichen im Mittel 3,7 % der Gesamtf fauna. Nahe der Sedimentoberfläche wurden mit maximalen Anteilen von fast 10% zahlreiche agglutinierte Foraminiferenarten, darunter auch noch solche mit nur geringem Fossilisationspotential, gefunden. Dagegen gehen die geringeren Anteile, die über den gesamten Kernverlauf auftreten, im wesentlichen auf *Eggerella bradyi*, *Siphotextularia catenata* und *Sigmoilopsis schlumbergeri* zurück. Hierbei ist der Anteil der Textulariina in den Warmzeiten in der Regel höher als in den Kaltzeiten. Der Anteil der Miliolina, der im Durchschnitt 5,2 % erreicht, setzt sich überwiegend aus *Pyrgo murrhina* und, in weitaus geringerem Ausmaß, aus *Triloculina* spp., *Quinqueloculina weaveri* und *Q. venusta* zusammen. Der Anteil dieser Miliolina an der Gesamt-Fossilfauna ist durch eine generelle Abnahme der Werte mit zunehmender Kerntiefe und durch Schwankungen gekennzeichnet, die sich jedoch nicht mit den Glazial-Interglazial-Zyklen korrelieren lassen.

Im Kernmaterial der Station GeoB1214 wurden zwischen 28 und 64, im Mittel 40, benthische Foraminiferenarten gefunden. Die errechneten Diversitäten schwanken zwischen 2,26 und 3,45 (Mittelwert 2,78) und erreichen während der Interglaziale deutlich höhere Werte als während der Glaziale. Aufgrund der Textulariina mit geringem Fossilisationspotential liegen die höchsten Diversitäten nahe der Sedimentoberfläche. Die Äquitätswerte schwanken zwischen 0,29 und 0,57 (Mittelwert 0,42) weitgehend parallel mit den Diversitäten. Warmzeitliche Faunen werden durch eine Vielzahl von Arten bestimmt, wohingegen die kaltzeitlichen Vergesellschaftungen durch weniger Arten mit hohen Prozentanteilen geprägt werden.

In den spätquartären Abfolgen der Kernposition GeoB1214 variiert die Akkumulationsrate benthischer Foraminiferen (BFAR) zwischen 103 und 2441 (Mittelwert 383) Gehäuse  $\text{cm}^{-2} \text{ka}^{-1}$ . Werte  $>300$  Gehäuse  $\text{cm}^{-2} \text{ka}^{-1}$  sind vor allem nahe der Sedimentoberfläche in den Isotopenstadien 2 und 1 sowie in den Glazialen 12, 10 und 8 anzutreffen. Die hohen oberflächennahen Werte werden durch



**Abb. 23:** Verlauf verschiedener Parameter zur Kennzeichnung übergeordneter Faunentrends an der Station GeoB1214 vom Walisch-Rücken.



**Abb. 24:** Benthische Foraminiferenvergesellschaftungen (Q-Modus, 3-Faktorenlösung) an der Station GeoB1214 vom Walfisch-Rücken.

das vermehrte Vorkommen agglutinierter Foraminiferen innerhalb dieses Kernabschnittes mitbedingt.

### 6.1.2 Spätquartäre Vergesellschaftungen am Walfisch-Rücken

Die spätquartären Faunen aus dem Großkastengreifer- und Schwerelotkern der Station GeoB1214 wurden mittels einer Q-Modus Hauptkomponentenanalyse in drei Vergesellschaftungen zusammengefaßt. Das multivariate Komponentenmodell erklärt 94% der Ausgangsvarianz mit Kommunalitäten zwischen 0,79 und 0,98. Die ermittelten Vergesellschaftungen sind in Abb. 24 gegen die Sedimenttiefe aufge-

**GeoB1214****Fossilvergesellschaftungen (Q-Modus)**

	Dominante Arten		Wichtige assoziierte Arten		Var. (%)
<b>PC1</b>	<i>Epistominella exigua</i>	6,5	<i>Oridorsalis umbonatus</i>	0,9	51,1
<b>PC2</b>	<i>Globocassidulina subglobosa</i>	4,6	<i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l.	2,8	25,1
	<i>Oridorsalis umbonatus</i>	3,6	<i>Uvigerina peregrina</i> s.l.	2,5	
<b>PC3</b>	<i>Uvigerina peregrina</i> s.l.	4,2	<i>Globocassidulina subglobosa</i>	0,9	17,9
	<i>Epistominella exigua</i>	3,7			
	<i>Cassidulina reniforme</i>	3,1			

**Fossilvergesellschaftungen (R-Modus)**

	Dominante Arten		Wichtige assoziierte Arten		Var. (%)
<b>PC1</b>	<i>Psammosphaera</i> spp.	0,89	<i>Uvigerina proboscidea</i>	0,63	14,2
	<i>Hoeglundina elegans</i>	0,83	<i>Parafissurina</i> spp.	0,59	
	<i>Adercotryma glomerata</i>	0,79	<i>Pullenia bulloides</i>	0,58	
	<i>Reophax</i> spp.	0,76	<i>Ioanella tumidula</i>	0,56	
	<i>Bolivinita pseudothalmanni</i>	0,70	<i>Cribrostomoides subglobosus</i>	0,56	
	<i>Gyroidina</i> spp.	0,70	<i>Quinqueloculina weaveri</i>	0,51	
<b>PC2</b>	<i>Cassidulina reniforme</i>	-0,80	<i>Bolivina pseudopunctata</i>	-0,68	9,2
	<i>Fursenkoina bradyi</i>	-0,80	<i>Fursenkoina</i> spp.	-0,50	
<b>PC3</b>	<i>Fontbotia wuellerstorfi</i> s.l.	0,79	<i>Bulimina alazanensis</i>	0,57	9,8
	<i>Cibicides kullenbergi</i> s.l.	0,76	<i>Melonis pompilioides</i>	0,47	
	<i>Osangularia culter</i>	0,73	<i>Anomalinoidea globulosus</i>	0,47	

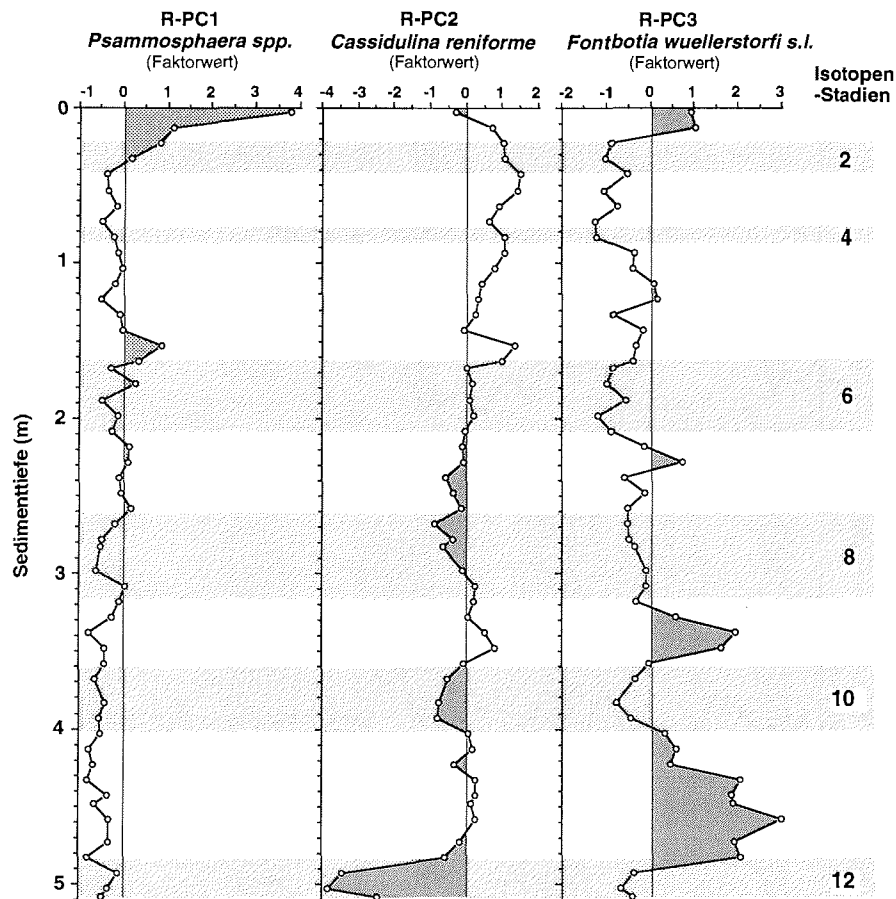
**Tab. 11:** Artenzusammensetzung sowie Anteil der erklärten Varianz der im Q- und R-Modus errechneten fossilen Vergesellschaftungen des Kernes GeoB1214. Die angegebenen Faktorwerte bzw. -ladungen stehen für die Bedeutung einzelner Arten innerhalb der jeweiligen Vergesellschaftung.

tragen; alle dominanten und wichtigen assoziierten Arten sind in Tab. 11 zusammengefaßt (siehe auch Abb. 26). Die jeweiligen Faktoren wurden dabei nach ihrer wichtigsten Art bzw. Gattung benannt.

Die *Epistominella exigua* - Fossil-Vergesellschaftung (Q-PC1) erklärt mit 51,1 % mehr als die Hälfte der Varianz des Kerndatensatzes GeoB1214. Mit hohen Faktorladungen zwischen 0,6 und 0,8 dominiert diese Fauna bis auf das Interglazial 11 nahezu alle untersuchten Proben. In den Glazialen ist das Gewicht der *E. exigua* - Fauna generell etwas stärker als in den Interglazialen. Das Auftreten dieser Vergesellschaftung wird in entscheidendem Maße durch die Fluktuationen von *E. exigua* gesteuert (Abb. 26). Die *Globocassidulina subglobosa* - Fossil-Vergesellschaftung (Q-PC2) faßt 25,1 % der Varianz zusammen. Neben



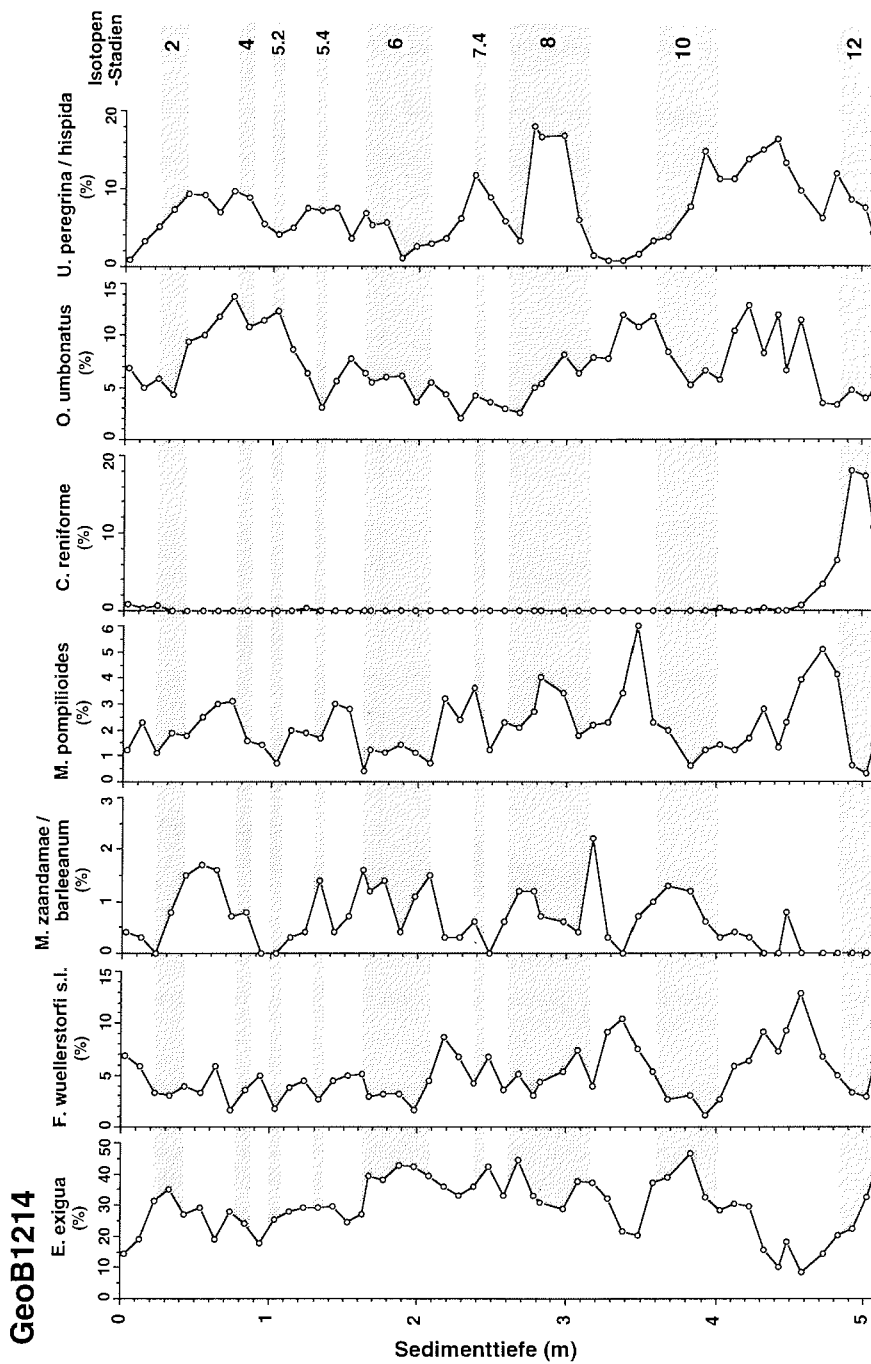
## GeoB1214



**Abb. 25:** Benthische Foraminiferenvergesellschaftungen (R-Modus, 3-Faktorenlösung) an der Station GeoB1214 vom Walfisch-Rücken.

*G. subglobosa* ist *Oridorsalis umbonatus* ein dominanter Bestandteil. Diese Fauna charakterisiert die Interglaziale 11, 9, 5, 3 und 1. Im Isotopenstadium 11 ersetzt sie fast vollständig die *E. exigua* - Fauna. Die *Uvigerina peregrina* - Fossil-Vergesellschaftung (Q-PC3) faßt 17,9 % der Varianz zusammen. *E. exigua* und *Cassidulina reniforme* sind weitere wichtige Arten. Diese Fauna kennzeichnet insbesondere die glazialen Isotopenstadien 12, 10, und 8; ihr Einfluß ist jedoch auch in den Isotopenstadien 7.4, 6 und 5.4 nachzuweisen.

Zusätzlich zur Q-Modus Hauptkomponentenanalyse wurde der Gesamtdatensatz der spätquartären Faunen an der Station GeoB1214 im R-Modus gerechnet und in



**Abb. 26:** Häufigkeit ausgewählter benthischer Foraminiferenarten an der Station GeoB1214 vom Walvisch-Rücken.

drei Vergesellschaftungen unterteilt. Dieses Modell erklärt 33 % der Ausgangsvarianz. Die ermittelten Faunen sind in Abb. 25 gegen die Sedimenttiefe aufgetragen; alle dominanten und wichtigen assoziierten Arten sind in Tab. 11 zusammengefaßt (siehe auch Abb. 26). Die jeweiligen Faktoren wurden nach ihrer wichtigsten Art bzw. Gattung benannt.

Die *Psammosphaera* spp. - Fossil-Vergesellschaftung (R-PC1) umfaßt 14,2 % der Varianz des Kerndatensatzes. Neben *Psammosphaera* spp. sind mit *Hoeglundina elegans*, *Adercotryma glomerata*, *Reophax* spp., *Bolivinita pseudothalmanni* und *Gyroidina* spp. alle dominanten Bestandteile genannt. Das Vorkommen dieser Fauna ist fast ausschließlich auf das Isotopenstadium 1 beschränkt und läßt sich lediglich noch in 5.5 nachweisen. Eine Abnahme ihres Einflusses mit zunehmender Sedimenttiefe ist deutlich ausgeprägt.

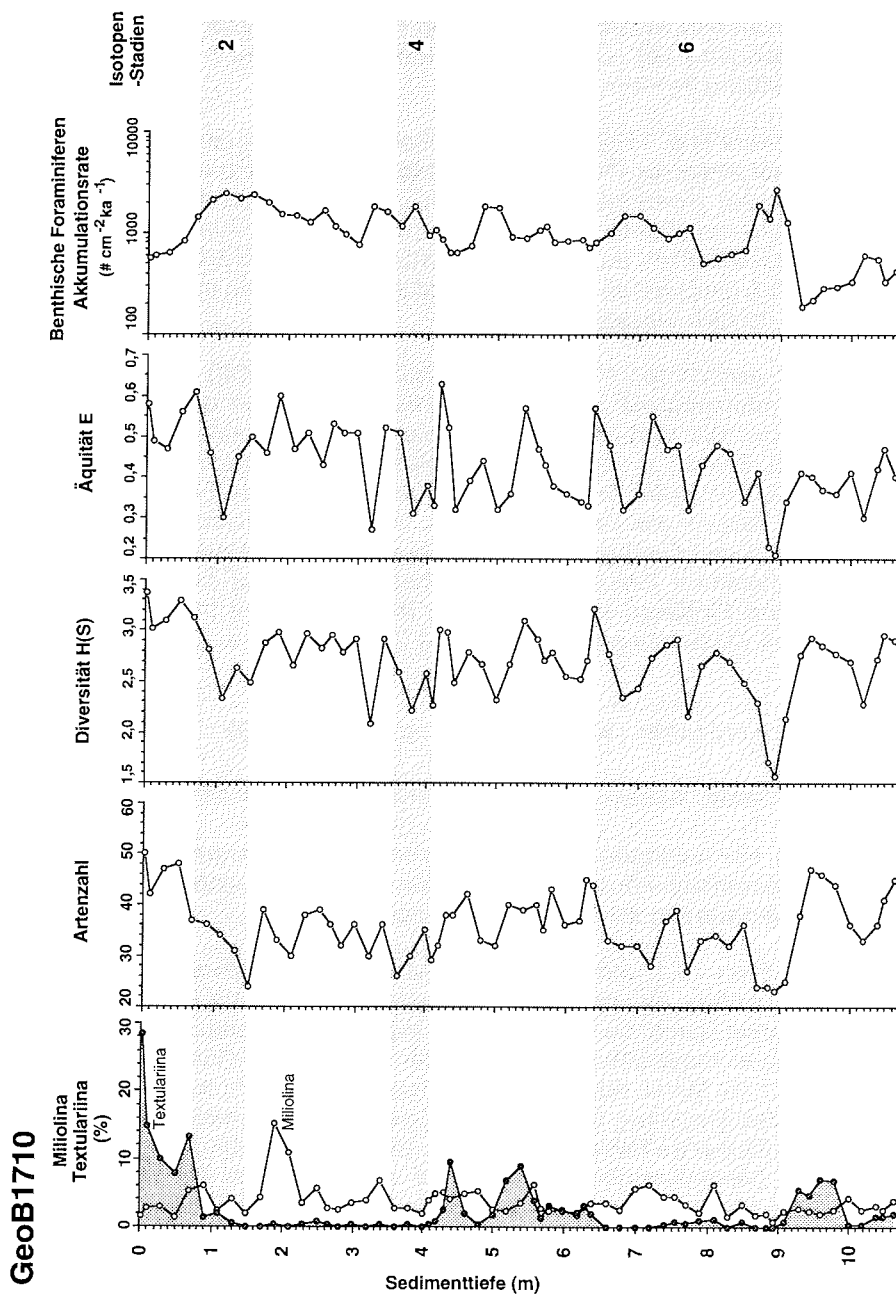
Die *Cassidulina reniforme* - Fossil-Vergesellschaftung (R-PC2) faßt 9,2 % der Varianz des Kerndatensatzes zusammen. Zweitwichtigste Art dieser Fauna ist *Fursenkoina bradyi*. Die Verbreitung ist überwiegend auf die kaltzeitlichen Isotopenstadien 12, 10, 8 und 7.4 beschränkt. Der Schwerpunkt ihres Vorkommen liegt im Glazial 12. Die *Fontbotia wuellerstorfi* - Fossil-Vergesellschaftung (R-PC3) erklärt 9,8 % der Varianz des Kerndatensatzes. Neben *F. wuellerstorfi* sind *Cibicides kullenbergi* und *Osangularia culter* die dominanten Bestandteile dieser Fauna. Alle Vorkommen dieser Vergesellschaftung sind auf Interglaziale beschränkt. Deutliche Einflüsse konnten in den Isotopenstadien 11, 9, 7.3 und 1 belegt werden. Am deutlichsten tritt sie dabei im Interglazial 11 in Erscheinung.

### 6.2 Südwestafrikanischer Kontinentalhang (GeoB1710)

#### 6.2.1 Übergeordnete spätquartäre Faunentrends am Kontinentalhang

Die periodischen Fluktuationen charakteristischer Faunen-Parameter zur Kennzeichnung übergeordneter Faunentrends im Kern GeoB1710 sind in Abb. 27 zusammengestellt und werden im folgenden kurz beschrieben.

Mit Anteilen zwischen 70,1 und 99,2 %, durchschnittlich jedoch von etwa 94 %, werden die spätquartären Foraminiferenvergesellschaftungen am Kontinentalhang im Mittel noch stärker durch die Gehäuse "kalkig-perforater" benthischer Foraminiferen dominiert als in vergleichbaren Wassertiefen am Walfisch-Rücken. Die Textulariina bestimmen im Mittel nur 2,7 % der Gesamtf fauna. Ähnlich wie im Kern GeoB1214 liegt das Maximum (28,4 %) der agglutinierten Foraminiferenarten nahe der Sedimentoberfläche. Es fällt auf, daß selbst Arten mit nur sehr geringem Fossilisationspotential, beispielsweise *Hippocrepina cylindrica*, hier bis zu 1 m Sedimenttiefe nachzuweisen sind. Im weiteren Kernverlauf treten agglutinierte Gehäuse fast ausschließlich in den Warmzeiten auf. Ihr Anteil geht auch in diesem Kern überwiegend auf die fossil gut überlieferbaren Gehäuse von *Eggerella bradyi*, *Siphotextularia catenata* und *Sigmoilopsis schlumbergeri* zurück. Der Anteil der Miliolina liegt mit durchschnittlich 3,7 % etwas unterhalb der Werte am Walfisch-



**Abb. 27:** Verlauf verschiedener Parameter zur Kennzeichnung übergeordneter Faunentrends an der Station GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentallhang.

Rücken. Er wird zu einem Großteil aus den Gehäusen von *Triloculina* spp., *Pyrgo murrhina* und, seltener, *Quinqueloculina* spp. aufgebaut. Im Mittel lassen sich etwas höhere kaltzeitliche Prozentanteile feststellen. Besonders auffällig ist ein Maximum um 2 m Sedimenttiefe, innerhalb des Isotopenstadiums 3, in dem etwa 15 % der Gesamtfaua aus porzellanschalen Foraminiferen bestehen.

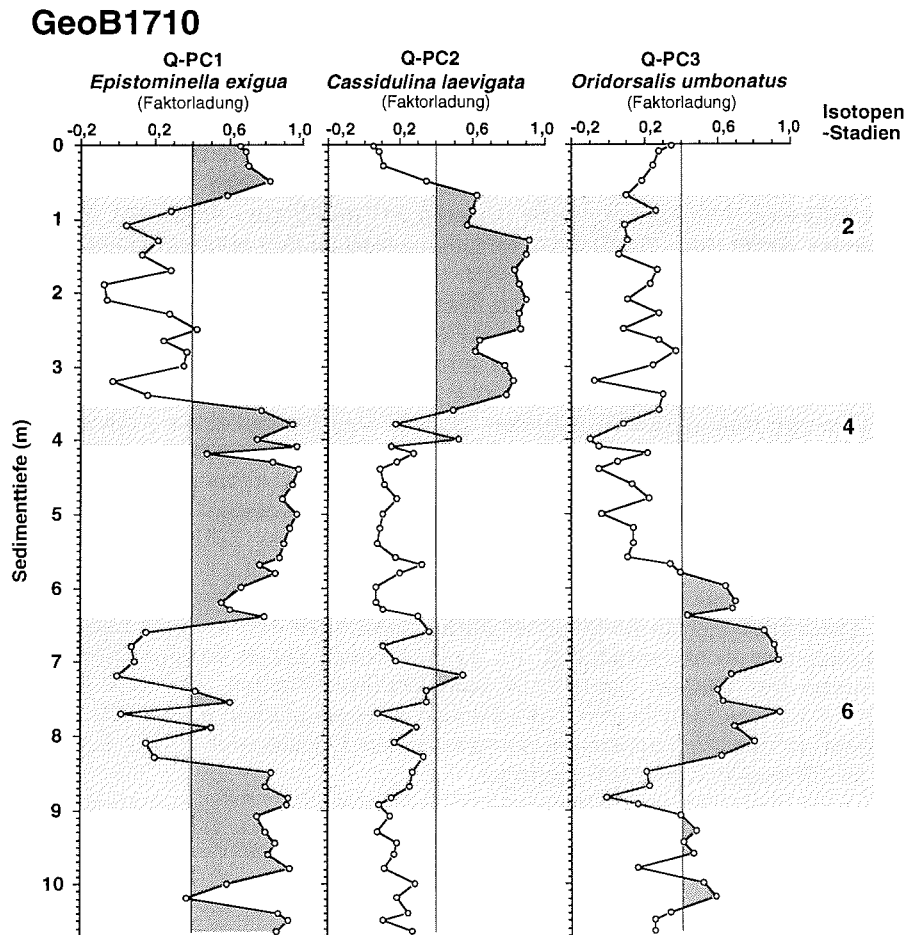
Im Kern GeoB1710 konnten zwischen 23 und 50, im Mittel 36, benthische Foraminiferenarten nachgewiesen werden. Die errechneten Diversitäten schwanken zwischen 1,57 und 3,37 (Mittelwert 2,71) und liegen damit nur unwesentlich niedriger als im Kern GeoB1214. Im Unterschied zu den spätquartären Faunen am Walfisch-Rücken erreichen sie jedoch während der Interglaziale im Durchschnitt nur geringfügig höhere Werte als zu Glazialzeiten. Auch hier werden, bedingt durch den relativ hohen Anteil agglutinierter Foraminiferengehäuse, die höchsten Diversitäten nahe der Sedimentoberfläche erreicht. Die Äquitätswerte bewegen sich mit deutlichen Schwankungen zwischen 0,21 und 0,63 (Mittelwert 0,43) weitgehend parallel zum Verlauf der Diversitäten. Sowohl die Diversitäts- als auch die Äquitätswerte sind durch relativ hochfrequente Schwankungen charakterisiert, die im Kern GeoB1214 nicht nachvollzogen werden können. Eine Ursache hierfür liegt auch in der weitaus höheren zeitlichen Auflösung des Kernes GeoB1710 vom Kontinentalhang.

Mit Werten zwischen 187 und 2716 (Mittelwert 1095) Gehäusen  $\text{cm}^{-2} \text{ka}^{-1}$  liegt die Akkumulationsrate benthischer Foraminiferen (BFAR) im Kern GeoB1710 vom afrikanischen Kontinentalhang um einiges höher als in vergleichbaren Kernabschnitten der Station GeoB1214 vom Walfisch-Rücken. Werte  $>1000$  Gehäuse  $\text{cm}^{-2} \text{ka}^{-1}$  werden in den kaltzeitlichen Isotopenstadien 6, 5.4, 5.2 und 4 bis 2 erreicht. In den warmzeitlichen Isotopenstadien 7, Teilen von 6, 5.5, 5.1 und 1 liegt die BFAR dagegen deutlich niedriger.

### 6.2.2 Spätquartäre Vergesellschaftungen am Kontinentalhang

Die spätquartären Faunen aus dem Großkastengreifer- und Schwerelotkern der Station GeoB1710 wurden mittels einer Q-Modus Hauptkomponentenanalyse in drei Vergesellschaftungen zusammengefaßt. Das multivariate Komponentenmodell erklärt 79 % der Ausgangsvarianz mit Kommunalitäten zwischen 0,33 und 0,96. Die ermittelten Vergesellschaftungen sind in Abb. 28 gegen die Sedimenttiefe aufgetragen, alle dominanten und wichtigen assoziierten Arten sind in Tab. 12 zusammengefaßt (siehe auch Abb. 30). Die jeweiligen Faktoren wurden dabei nach ihrer wichtigsten Art bzw. Gattung benannt.

Die *Epistominella exigua* - Fossil-Vergesellschaftung (Q-PC1) beschreibt mit 43,0 % den weitaus größten Teil der Varianz des Kerndatensatzes GeoB1710. Ähnlich wie im Vorkommen dieser Fauna im Kernmaterial der Station GeoB1214 bestimmt auch hier die spätquartäre Verteilung von *E. exigua* ihre jeweilige Gewichtung innerhalb des multivariaten Modells. In allen Interglazialen werden hohe Faktorladungen erreicht. Es fällt jedoch auf, daß die hohen warmzeitlichen Anteile von *E. exigua* an der Gesamtfaua beim Übergang vom Interglazial zum



**Abb. 28:** Benthische Foraminiferenvergesellschaftungen (Q-Modus, 3-Faktorenlösung) an der Station GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentalhang.

Glazial zunächst noch bestehen bleiben. Dies erklärt den starken Einfluß dieser Fauna in den Isotopenstadien 6.6 und 4. Dagegen werden die Übergänge vom Glazial zum Interglazial scharf durch entsprechende Häufigkeitsänderungen dieser wichtigen Art nachgezeichnet. Die *Cassidulina laevigata* - Fossil-Vergesellschaftung (Q-PC2) faßt 18,5 % der Varianz zusammen. Weitere dominante Bestandteile dieser Vergesellschaftung sind *Nonionella iridea* und *Melonis barleeaanum* bzw. *M. zaandamae*. Diese Fauna kennzeichnet mit hohen Faktorladungen die kaltzeit-

## 6 Spätquartäre benthische Foraminiferenvergesellschaftungen

### GeoB1710

#### Fossilvergesellschaftungen (Q-Modus)

	Dominante Arten		Wichtige assoziierte Arten		Var. (%)
PC1	<i>Epistominella exigua</i>	7,4	<i>Uvigerina peregrina s.l.</i>	1,6	43,0
			<i>Fontbotia wuellerstorfi s.l.</i>	0,8	
PC2	<i>Cassidulina laevigata</i>	5,5	<i>Cassidulina reniforme</i>	1,1	18,5
	<i>Nonionella iridea</i>	3,5	<i>Uvigerina peregrina s.l.</i>	1,1	
	<i>Melonis barleeaanum / zaandamae</i>	3,4			
PC3	<i>Oridorsalis umbonatus</i>	6,8	<i>Fontbotia wuellerstorfi s.l.</i>	2,6	17,1
			<i>Melonis barleeaanum / zaandamae</i>	1,6	
			<i>Uvigerina peregrina s.l.</i>	1,1	

#### Fossilvergesellschaftungen (R-Modus)

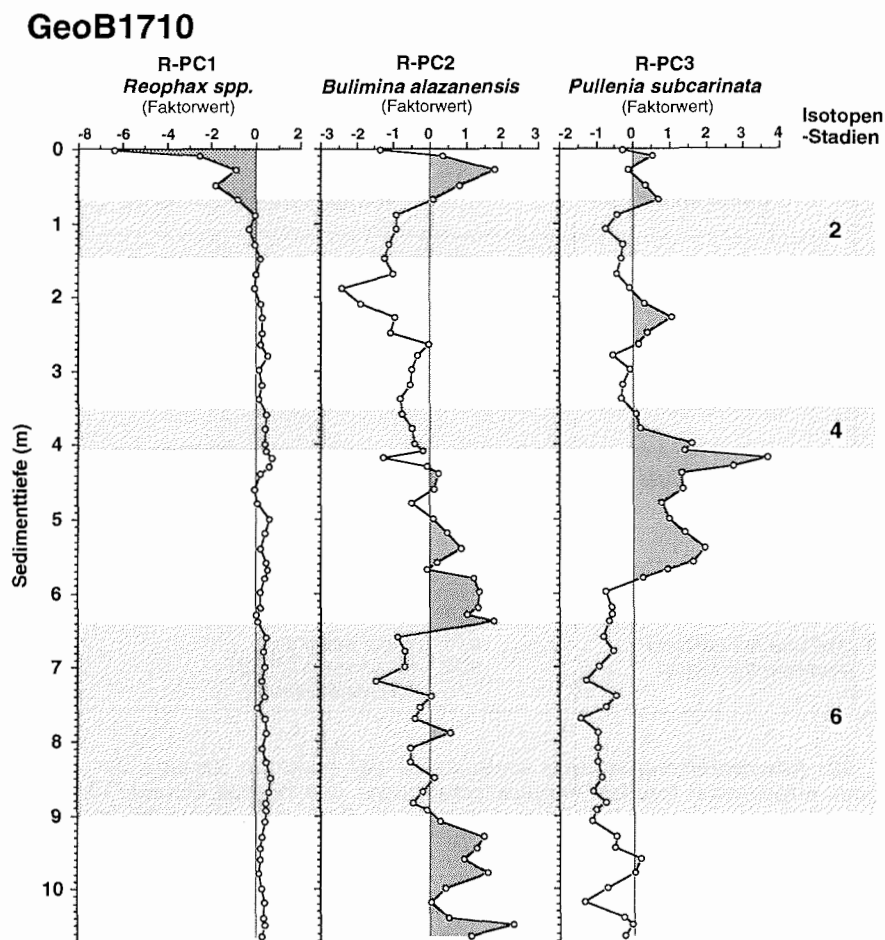
	Dominante Arten		Wichtige assoziierte Arten		Var. (%)
PC1	<i>Reophax spp.</i>	-0,93	<i>Bolivinita pseudothalmanni</i>	-0,67	12,9
	<i>Psammosphaera spp.</i>	-0,91	<i>Gyroidinoides soldanii s.l.</i>	-0,63	
	<i>Rhizammina spp.</i>	-0,88	<i>Cibicidoides cf. robertsonianus</i>	-0,60	
	<i>Osangularia culter</i>	-0,84	<i>Hoeglundina elegans</i>	-0,58	
	<i>Trochammina spp.</i>	-0,83			
	<i>Hippocrepina cylindrica</i>	-0,77			
PC2	<i>Bulimina alazanensis</i>	0,72	<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i>	0,62	11,9
			<i>Gyroidinoides umbonatus</i>	0,62	
			<i>Chilostomella oolina</i>	0,60	
			<i>Bulimina costata / mexicana</i>	0,58	
			<i>Gyroidinoides polius</i>	0,57	
			<i>Anomalinoidea globulosus</i>	0,54	
PC3	<i>Pullenia subcarinata</i>	0,75	<i>Fursenkoina spp.</i>	0,69	8,0
	<i>Fursenkoina bradyi</i>	0,72	<i>Astrononion echolsi</i>	0,62	
			<i>Pullenia salisburyi</i>	0,60	

**Tab. 12:** Artenzusammensetzung sowie Anteil der erklärten Varianz der im Q- und R-Modus errechneten fossilen Vergesellschaftungen des Kernes GeoB1710. Die angegebenen Faktorwerte bzw. -ladungen stehen für die Bedeutung einzelner Arten innerhalb der jeweiligen Vergesellschaftung.

lichen Isotopenstadien 2 bis 4 und ist, wenn auch nur mit sehr reduziertem Einfluß, zusätzlich im Isotopenstadium 6 nachzuweisen.

Während die Gehäuse von *Melonis barleeaanum* und *M. zaandamae* im Kern GeoB1214 nur in geringen Anteilen unterhalb von 2 % vorliegen, erreichen sie hier am Kontinentalhang zum Teil beachtliche Mengen und zeigen im Kernverlauf relativ hochfrequente Schwankungen (Abb. 26, 30). Auffällig sind Maxima inner-

halb der Isotopenstadien 3 und 6. Die *Oridorsalis umbonatus* - Fossil-Vergesellschaftung (Q-PC3) erklärt 17,1 % der Varianz des Kerndatensatzes. Häufigkeitsänderungen im Anteil von *O. umbonatus* an der Gesamtfaua bestimmen die jeweilige Faktorladung der bearbeiteten Proben (Abb. 28, 30). Obwohl der stärkste Einfluß dieser Fauna im Isotopenstadium 6 auftritt, ist eine strenge Bindung an Glazialzeiten nicht zu erkennen, da geringere Vorkommen auch in den Isotopenstadien 7 und 5.5 belegt sind.



**Abb. 29:** Benthische Foraminiferenvergesellschaftungen (R-Modus, 3-Faktorenlösung) an der Station GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentalhang.



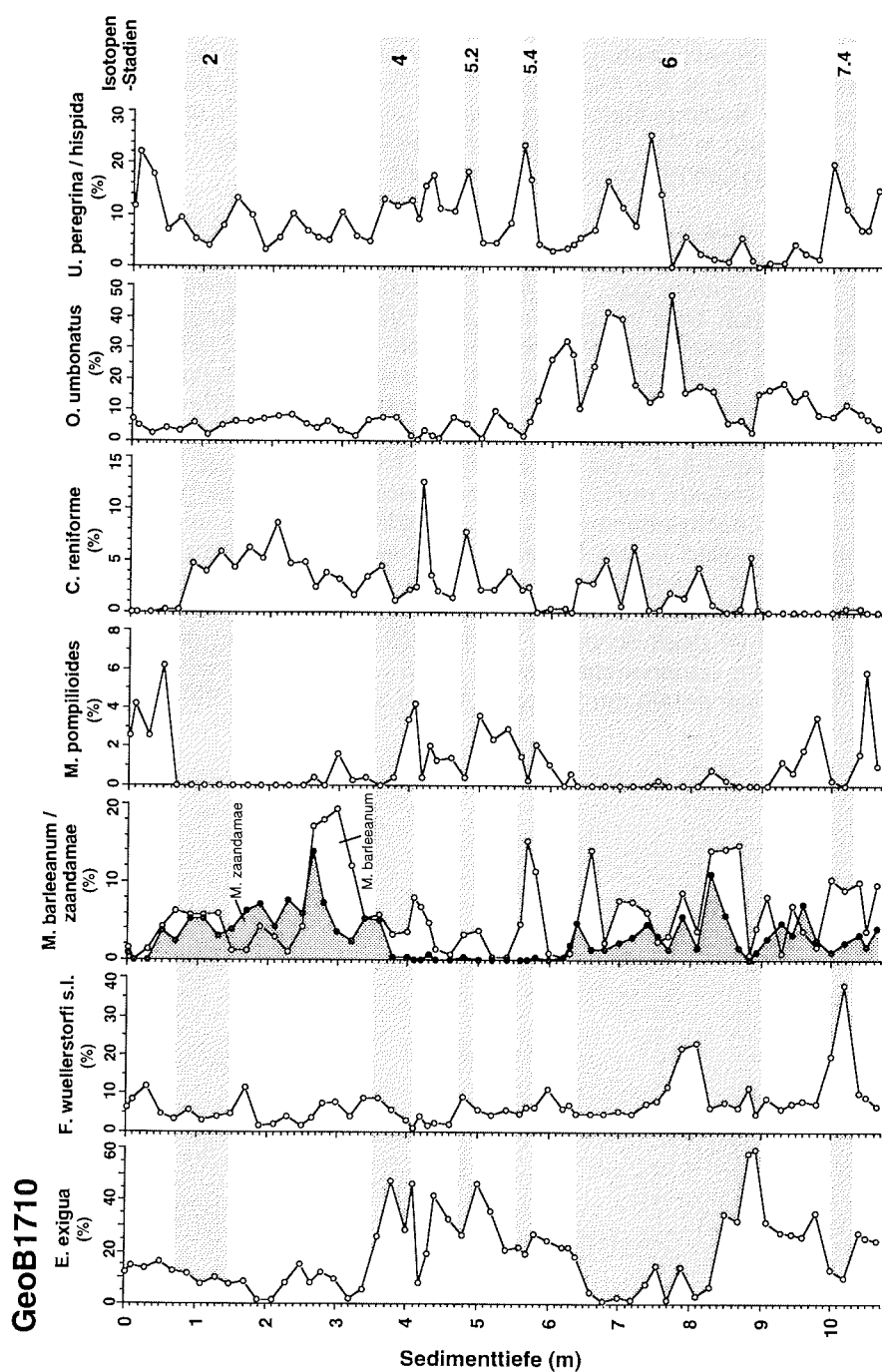


Abb. 30: Häufigkeit ausgewählter benthischer Foraminiferenarten an der Station GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentalhang.

Zusätzlich zur Q-Modus Hauptkomponentenanalyse wurde der Gesamtdatensatz der spätquartären Faunen an der Station GeoB1710 im R-Modus gerechnet und ebenfalls in drei Vergesellschaftungen zusammengefaßt. Das multivariate Komponentenmodell erklärt 33 % der Ausgangsvarianz. Die errechneten Faunen sind in Abb. 29 gegen die Sedimenttiefe aufgetragen; alle dominanten und wichtigen assoziierten Arten sind in Tab. 12 zusammengefaßt. Die jeweiligen Faktoren wurden nach ihrer wichtigsten Art bzw. Gattung benannt.

Die *Reophax* spp. - Fossil-Vergesellschaftung (R-PC1) erklärt 12,9 % der Varianz des Kerndatensatzes. Weitere wichtige Arten dieser Fauna sind *Psammospaera* spp., *Rhizammina* spp., *Osangularia culter*, *Trochammina* spp. sowie *Hippocrepina indivisa*. Das Vorkommen dieser Vergesellschaftung ist auf den obersten Kernmeter beschränkt mit den höchsten Faktorwerten nahe der Sedimentoberfläche. Die *Bulimina alazanensis* - Fossil-Vergesellschaftung (R-PC2) faßt 11,9 % der Varianz des Kerndatensatzes zusammen. Diese Fauna korreliert somit deutlich mit warmzeitlichen Bedingungen. Ihr Vorkommen beschränkt sich auf die Isotopenstadien 7.5, 7.3 bis 7.1, 5.5, 5.3, 5.1 und 1. An dieser Stelle soll auf die Bedeutung von *Melonis pompilioides* hingewiesen werden, die mit dieser und der nachfolgend beschriebenen Fauna assoziiert ist. Das Auftreten von *M. pompilioides* korreliert in der Regel negativ mit dem Verteilungsmuster von *M. barleeaanum* und *M. zaandamae* (Abb. 30). Die *Pullenia subcarinata* - Fossil-Vergesellschaftung (R-PC3) erklärt 8,0 % der Varianz des Kerndatensatzes. *Fursenkoina bradyi* ist zweitwichtigster Bestandteil dieser Fauna, deren Verbreitungsschwerpunkt im Isotopenstadium 5.4 bis 5.1 angetroffen wurde. Weitere Vorkommen liegen innerhalb der Isotopenstadien 3 und 1 (Abb. 29).

## 7 PALÄOZEANOGRAPHISCHE INTERPRETATION

Im vorangegangenen Kapitel wurde gezeigt, daß die benthischen Foraminiferenvergesellschaftungen in beiden bearbeiteten Kernen durch zeitliche Änderungen sowohl in ihrer Artenzusammensetzung als auch bezüglich ihrer Diversität und der Akkumulationsrate ihrer Gehäuse (BFAR) gekennzeichnet sind. Um diese spätquartären Änderungen paläozeanographisch interpretieren zu können, werden sie nachfolgend im wesentlichen im Hinblick auf zwei Umwelteinflüsse diskutiert: 1) zeitliche Variationen in der Zirkulation der Tiefen- und Bodenwassermassen sowie 2) mögliche Produktivitätsänderungen im Oberflächenwasser.

### 7.1 Spätquartäre Tiefenwasserzirkulation im östlichen Südatlantik

In den letzten Jahrzehnten wurde mit verschiedenen Methoden versucht, die spätquartären Änderungen in der Zirkulation der Tiefen- und Bodenwassermassen zu rekonstruieren. Trotz im Detail unterschiedlicher Ansichten besteht Einigkeit darüber, daß die Bildung des NADW im Nordatlantik, die als wesentlicher Motor für die globale thermohaline Zirkulation im tiefen Ozean angesehen wird, während der quartären Kaltzeiten aussetzte oder zumindest stark reduziert war (Streeter & Shackleton 1979, Boyle & Keigwin 1987, Curry et al. 1988, Duplessy et al. 1988, Broecker & Denton 1989, Oppo & Fairbanks 1987, 1990, Raymo et al. 1990, Hodell 1993). Es wird angenommen, daß es im Glazial im wesentlichen zwei Tiefenwasser-Quellen gab, zum einen ein sehr dichtes Südkomponentenwasser (SCW) pazifischen Ursprungs, das hydrographisch vermutlich dem heutigen CDW ähnelte, und zum anderen ein Nordkomponentenwasser (NCW) geringerer Dichte aus dem Nordatlantik, das von seiner Bildung und seinen Eigenschaften nach eher einem Zwischenwasser entsprach (Zahn et al. 1987, Duplessy et al. 1988, DeMenocal et al. 1992, Lynch-Stieglitz & Fairbanks 1994). Auch der östliche Südatlantik wurde von diesen Änderungen betroffen (Oppo & Fairbanks 1987, Oppo et al. 1990, Bickert 1992, Hodell 1993, Mackensen et al. 1994). Hier stützen sich die Untersuchungen bisher im wesentlichen auf die Auswertung des  $\delta^{13}\text{C}$ -Signals in den Gehäusen der epibenthischen Foraminiferen *Fontbotia wuellerstorfi* und *Cibicides* spp.. Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurden nun zusätzlich die zeitlichen Fluktuationen benthischer Foraminiferenarten mit den Ergebnissen isotopengeochemischer Untersuchungen verglichen und weitergehend interpretiert.

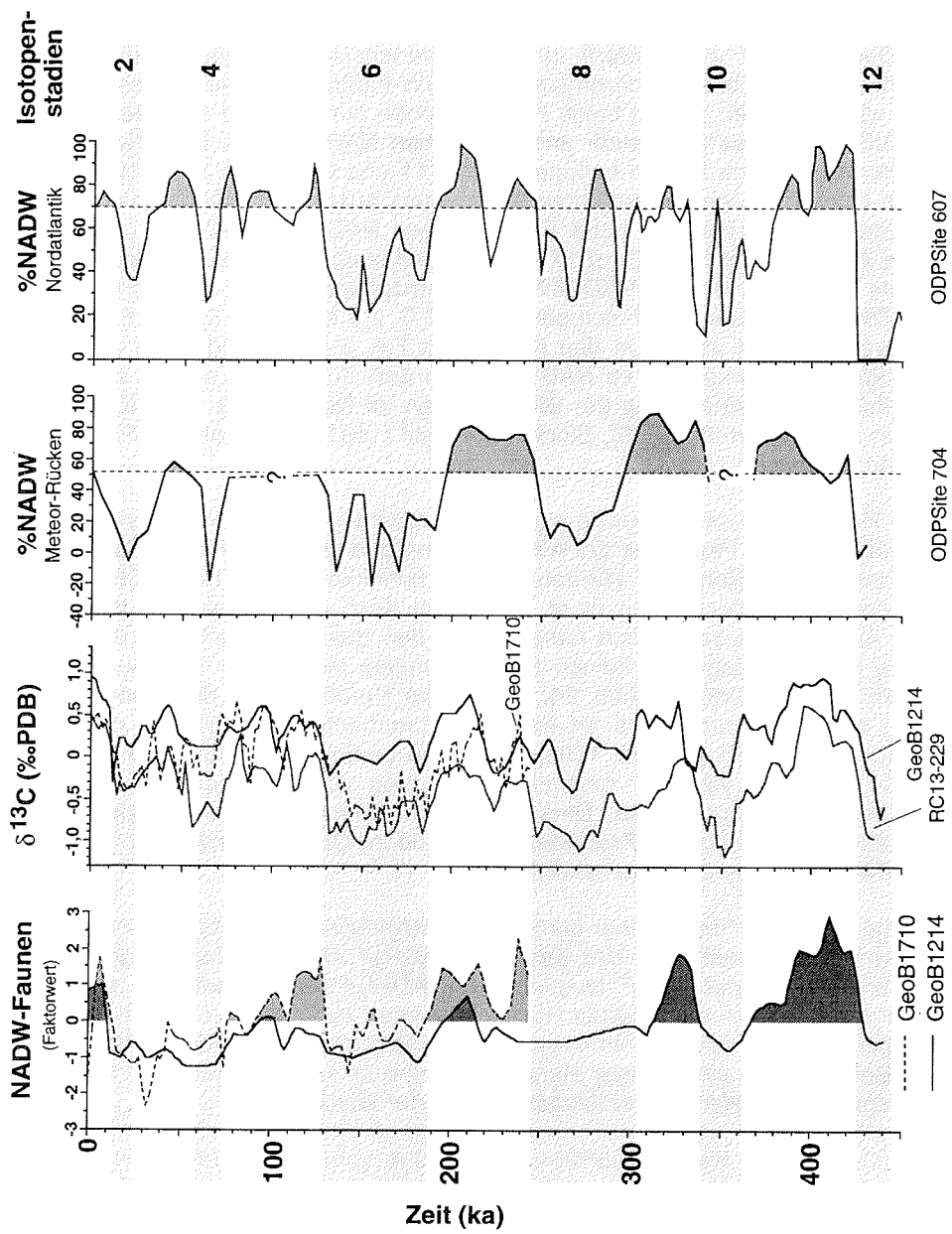
Für die rezenten Vergesellschaftungen des östlichen Südatlantiks wurden im Kap. 5.6 konkrete Vorstellungen über das Beziehungsgeflecht zwischen Verbreitungsmuster und Umwelt entwickelt. Hierbei zeigte im R-Modus die Verbreitung der *Osangularia culter*-Vergesellschaftung einen deutlichen Bezug zum Einflußbereich des oberen NADW außerhalb der Hochproduktionsgebiete (Abb. 20). Ähnliche hochdiverse Vergesellschaftungen finden sich auch in den bearbeiteten Sedimentkernen wieder. So sind sowohl die *Fontbotia wuellerstorfi*-Vergesellschaftung vom Walfisch-Rücken (Abb. 25) als auch die *Bulimina alazanensis*-Vergesellschaftung vom südwestafrikanischen Kontinentalhang (Abb. 29) durchaus als fossiles Äquivalent zur rezenten *O. culter*-Fauna zu betrachten und hier als NADW-Anzeiger

geeignet. Dennoch unterscheiden sich diese Faunen in der Gewichtung einzelner Arten deutlich voneinander. Die Gründe hierfür liegen vermutlich in der unterschiedlichen Wassertiefe und Höhe der Nahrungsflüsse an den Kernpositionen. Das Hauptverbreitungsgebiet der rezenten *O. culter*-Fauna liegt etwa zwischen 2000 und 3000 m. Die Kernposition GeoB1214 vom Walfisch-Rücken liegt mit 3210 m etwas tiefer und damit im rezenten Hauptverbreitungsgebiet von *F. wuellerstorfi*, *Cibicidoides kullenbergi* und *Melonis pompilioides* (Abb. 21). Im Gegensatz hierzu befindet sich die Station GeoB1710 aus 2987 m Wassertiefe aufgrund ihrer Lage am südwestafrikanischen Kontinentalhang noch im rezenten Einflußbereich des Küstenauftriebs. Dies belegen die Vorkommen der infaunal lebenden Arten *Bulimina costata*, *B. mexicana* und *Chilostomella oolina* als Bestandteile der *B. alazanensis*-Fauna.

Vergleichbare Faunen wurden bereits von mehreren Lokalitäten entlang des westafrikanischen Kontinentalrandes beschrieben. So bearbeiteten Lutze et al. (1986) mehrere zeitlich relativ hoch aufgelöste Kerne aus der Region vor Nordwestafrika, die alle aus dem rezenten Einflußbereich des NADW stammen. Ihre R-Modus "Warm-Benthos-Fauna" und die in dieser Arbeit vorgestellten NADW-Vergesellschaftungen des östlichen Südatlantiks sind einander sehr ähnlich und treten beide in den Interglazialen auf. Wichtige Arten der "Warm-Benthos-Fauna" sind *Osangularia culter*, *Cibicidoides kullenbergi*, *Anomalinoides globulosus*, *Laticarinina pauperata* und *Karreriella bradyi*. Ähnliche Befunde lieferten auch die Untersuchungen von Van Leeuwen (1989) aus dem Angola-Becken. In den Glazialen nimmt der Einfluß der "Warm-Benthos-Fauna" stark ab und ihr Verbreitungsschwerpunkt liegt dann deutlich flacher, zwischen 1000 und 2000 m (Lutze et al. 1986). Dieser Wassertiefenbereich stand in Glazialzeiten im Einfluß einer in ihrem Charakter mit dem NADW vergleichbaren nährstoffarmen aber salz- und sauerstoffreichen intermediären Wassermasse (Curry & Lohmann 1982, Zahn et al. 1987, Keir 1988). Es gibt unterschiedliche Vorstellungen über die Quellen dieses glazialen NCW, wobei Oppo & Fairbanks (1987) sowie Zahn et al. (1987) eine glaziale Intensivierung des Mittelmeer-Ausstromwassers annehmen. Als zusätzliche Quelle diskutieren Duplessy et al. (1988) die Bildung von Zwischenwasser durch Absinken von Oberflächenwassermassen im Nordatlantik südlich der Polarfront. Während Duplessy et al. (1988) dieses glaziale nordatlantische Zwischenwasser bis etwa 15°S verfolgen können, vermuten Lynch-Stieglitz & Fairbanks (1994), daß sich diese Wassermasse im Glazial über den Südatlantik bis in den Pazifik ausbreitete. Daß zusätzlich aber auch Nahrungsflüsse die Vorkommen der

---

**Abb. 31:** Zeitliche Änderungen im Auftreten der NADW-Faunen am Walfisch-Rücken (GeoB1214) und am südwestafrikanischen Kontinentalhang (GeoB1710),  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal in den Gehäusen von *F. wuellerstorfi* aus dem Bathyal des Walfisch-Rückens und des südwestafrikanischen Kontinentalhanges (GeoB1214, GeoB1710, Bickert 1992, unveröffentl.) und *Cibicidoides* spp. aus dem abyssalen Kap-Becken (RC13-229, Oppo et al. 1990) sowie aus  $\delta^{13}\text{C}$ -Messungen abgeleitete Schwankungen im NADW-Fluß am Meteor-Rücken (ODP Site 704, Hodell 1993) und im Nordatlantik (ODP Site 607, Raymo et al. 1990).



"Warm-Benthos-Fauna" steuern, zeigt ihre rezente Verbreitung am nordwestafrikanischen Kontinentalhang, an dem diese Fauna in Gebieten mit hohen  $C_{org}$ -Gehalten im Sediment stark zurücktritt (Lutze & Coulbourn 1984, Lutze et al. 1986).

Geht man aufgrund der dargestellten Befunde davon aus, daß die spätquartären Fluktuationen der *F. wuellerstorfi*- und *B. alazanensis*-Vergesellschaftungen im Kernverlauf die zeitlichen Änderungen der NADW-Flußraten in den östlichen Südatlantik widerspiegeln, stehen beide Kernpositionen nur während der Interglaziale im Einflußbereich des sauerstoff- und salzreichen NADW. Hohe Faktorwerte der *F. wuellerstorfi*-Fauna in den Isotopenstadien 11 und 9 im Kern GeoB1214 vom Walfisch-Rücken lassen auf außergewöhnlich stark ausgeprägte Warmphasen und damit verbunden besonders hohe Flußraten von NADW schließen. Die höhere zeitliche Auflösung im Kern GeoB1710 vom Kontinentalhang dokumentiert höherfrequente Fluktuationen der NADW-Fauna. Demzufolge ist dort das Vorkommen von NADW in den Sauerstoff-Isotopenstadien 7.5, 7.3 bis 7.1, 5.5, 5.3, 5.1 und 1 nachzuweisen, nicht jedoch in den Kaltphasen 7.4, 5.4, 5.2 und 4 bis 2. Diese kurzfristigen Schwankungen im NADW-Fluß in den Südatlantik setzen eine entsprechend rasche Umstellung der Bildungsraten im Nordatlantik voraus, wie sie auch von Broecker et al. (1985), Stocker & Wright (1991) und Charles & Fairbanks (1992) angenommen wird.

In einer Reihe von Arbeiten wurde auch die Verbreitung einer durch *Epistominella exigua* dominierten Fauna mit der Advektion und den zeitlichen Fluktuationen des NADW im Atlantik korreliert (Streeter 1973, Schnitker 1974, 1979, Streeter & Shackleton 1979, Mackensen et al. 1994). Im Kern GeoB1214 vom Walfisch-Rücken ist diese Fauna jedoch nahezu über den gesamten Zeitraum dominant vertreten und unterliegt dort keinen Schwankungen, die mit der NADW-Flußrate assoziiert werden könnten (Abb. 24, 32). Dieser Befund sowie die rezente Verbreitung der *E. exigua*-Fauna im östlichen Südatlantik (Kap. 5) und die Beobachtungen von Gooday (1988, 1993), Gooday & Lamshead (1989) und Smart et al. (1994) belegen vielmehr eine starke Bindung von *E. exigua* an saisonal schwankende Nahrungsflüsse. Diese Fauna ist somit eher als Werkzeug zur Rekonstruktion vergangener Produktionszustände im Oberflächenwasser geeignet und wird im nachfolgenden Kapitel diskutiert.

Auffallend ist das Auftreten einer durch *Globocassidulina subglobosa* dominierten Fauna im Isotopenstadium 11 des Kernes GeoB1214. Diese Q-Modus-Fauna geht mit hohen Faktorwerten der *F. wuellerstorfi*-(NADW)-Fauna einher und ist rezent meist in den flacheren exponierten Rückenbereichen zu finden, wo sie an niedrige Nahrungsflüsse und erhöhte Strömungsgeschwindigkeiten angepaßt ist (Kap. 5.6). Dieser Befund kann als weiterer Hinweis auf eine im Isotopenstadium 11 besonders ausgeprägte Tiefenwasserzirkulation gewertet werden.

Das  $\delta^{13}C$ -Signal im Kern GeoB1214 aus 3210 m vom Walfisch-Rücken zeigt in den Glazialen eine Abnahme von durchschnittlich 0,8 ‰ gegenüber den Interglazialen (Abb. 31, 32). Die Schwankungen werden im wesentlichen durch das Signal des globalen Kohlenstoffhaushalts der Biosphäre von 0,32 bis 0,46 ‰ (Curry et al. 1988, Duplessy et al. 1988) und durch die zeitlichen Variationen in der

Advektion des NADW gesteuert (Bickert 1992). Die schwersten  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte, die den maximalen NADW-Einfluß anzeigen, fallen mit dem Auftreten der *Fontbotia wuellerstorfi*-Fauna in den Isotopenstadien 11, 9, 7 und 1 zusammen.

Im Vergleich zum Kern GeoB1214 vom Walfisch-Rücken ist das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal des Kernes RC13-229 aus dem abyssalen nördlichen Kap-Becken im rezenten Einflußbereich des Unteren Zirkumpolaren Tiefenwassers mit einem NADW-Anteil von ungefähr 20 % (25°30'S, 11°19'E, 4194 m, Oppo et al. 1990) durch generell um etwa 0,4 ‰ leichtere Werte gekennzeichnet. Die glaziale Abnahme um etwa 0,8 ‰ ist jedoch mit dem Kern GeoB1214 vergleichbar. Eine Ausnahme bildet hier der Übergang von Isotopenstadium 11 nach 10 mit einer Amplitude von ungefähr 1,2 ‰. Nach den Ergebnissen von Bickert (1992) unterteilt sich das im Glazial nach Norden vordringende Südkomponentenwasser in ein Oberes Südkomponentenwasser (UCSW), gekennzeichnet durch  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte um etwa 0,5 ‰, und einen unteren Teil (LSCW) mit um weitere 0,4 ‰ erniedrigten  $\delta^{13}\text{C}$ -Werten. Die Grenze zwischen beiden Wassermassen lag in ungefähr 3700 m Wassertiefe. Dies erklärt die niedrigeren Werte im Vergleich zur flacheren Station GeoB1214 am Walfisch-Rücken. Ein gegenüber heute stärkerer NADW-Anteil bedingt vermutlich die besonders hohen  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte während des Isotopenstadiums 11.

Im Kern GeoB1710 aus 2987 m Wassertiefe vom südwestafrikanischen Kontinentalhang beträgt die Glazial-Interglazial-Differenz dagegen durchschnittlich 1,0 ‰. Im Vergleich mit den  $\delta^{13}\text{C}$ -Variationen des Kernes GeoB1214 liegen die glazialen Werte am Kontinentalhang um 0,2-0,4 ‰ niedriger als in vergleichbarer Wassertiefe am Walfisch-Rücken (Abb. 31, 32). Diese "zu niedrigen" glazialen Werte sind vermutlich durch eine zusätzliche Erniedrigung des  $\delta^{13}\text{C}$ -Signals von *F. wuellerstorfi* im Einflußbereich einer intensiven Hochproduktion zu erklären (Sarnthein et al. 1988, Bickert 1992, Mackensen et al. 1993b). Die höchsten  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte fallen mit den höchsten Faktorwerten der *Bulimina alazanensis*-Fauna zusammen und belegen übereinstimmend eine NADW-Advektion in den Südatlantik während der interglazialen Isotopenstadien 7.5, 7.3 bis 7.1, 5.5., 5.3, 5.1 und 1.

Ob auch thermodynamische Fraktionierungseffekte das spätquartäre  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal des Tiefen- und Bodenwassers im östlichen Südatlantik beeinflussen, bleibt weiteren Arbeiten vorbehalten (Broecker & Maier-Reimer 1992). Hier sei darauf hingewiesen, daß ein thermodynamischer Fraktionierungseffekt nicht nur die oberflächennahen Wassermassen und das Zwischenwasser erfaßt (Charles & Fairbanks 1992, Charles et al. 1993), sondern auch im Tiefen- und Bodenwasser in der Nähe ihrer polaren Bildungsregionen nachzuweisen ist (Mackensen et al. 1993b).

Über den Vergleich von  $\delta^{13}\text{C}$ -Kurven verschiedener Kerne aus dem Atlantik und Pazifik berechneten Raymo et al. (1990) und Hodell (1993) die zeitlichen Änderungen im relativen Anteil von NADW an ODP-Stationen aus der subantarktischen Zone des östlichen Südatlantiks (Meteor-Rücken, ODP Site 704, 46°53'S, 7°25'E, 2532 m) und dem westlichen Nordatlantik (ODP Site 607, 41°0'N, 32°57'W, 3427 m) (Abb. 30). Demnach sind die NADW-Flußraten am Meteor-Rücken in den besonders warmen Isotopenstadien 11, 9 und 7 deutlich stärker als heute (Hodell 1993), ein Ergebnis, das zumindest für die Isotopenstadien 11 und 9 mit den für

den Kern GeoB1214 gezogenen Schlußfolgerungen übereinstimmt. Die entsprechende Kurve für den ODP-Bohrpunkt 607 aus dem Nordatlantik reflektiert kurzfristigere NADW-Fluktuationen. Neben den semiglazialen Isotopenstadien 8.5 und 3 lassen sich hohe Bildungsraten von NADW nur in den wärmsten Phasen der Interglaziale nachweisen. Diese Schwankungen finden sich auch im Verlauf der *B. alazanensis*-Fauna und im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal des zeitlich relativ hoch aufgelösten Kernes GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentalhang wieder (Abb. 31). Im Gegensatz dazu sind sie im Kern GeoB1214 vom Walfisch-Rücken aufgrund der geringeren Sedimentationsraten nicht repräsentiert.

Zahlreiche Arbeiten bestätigen, daß die mit dem NADW nach Süden transportierte Wärme in starkem Maße das Klima der Südhemisphäre beeinflußt. Hodell (1993) kam beispielsweise zu dem Ergebnis, daß die maximalen und minimalen NADW-Flußraten jeweils mit den wärmsten bzw. kältesten Bedingungen in der sub-antarktischen Zone des Südatlantiks einhergehen. Viele Autoren stellten übereinstimmend fest, daß die Isotopenstadien 11 und 9 als zwei der wärmsten quartären Interglaziale einzustufen sind, in denen warme Oberflächenwassermassen weit in Richtung Antarktis vordrangen (Williams 1976, Prell et al. 1979, Howard & Prell 1992, Hodell 1993, Mackensen et al. 1994). Isotopenstadium 11 war vermutlich das stärkste Interglazial des Spätquartärs (Oppo et al. 1990), worauf auch paläoklimatische Daten anderer Regionen, wie zum Beispiel aus dem Nordatlantik, hindeuten (Ruddiman et al. 1987, 1989). Im Gegensatz dazu gilt Isotopenstadium 12 als kältestes spätquartäres Glazial (Raymo et al. 1990, Hodell 1993). Dieser klimatische Kontrast zwischen den Isotopenstadien 11 und 12 äußert sich auch im Kern GeoB1214 vom Walfisch-Rücken in Form von deutlichen Faunenwechseln und einer hohen Amplitude im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal (Abb. 31, 32).

Zusammenfassend läßt sich feststellen, daß die zeitlichen Fluktuationen der *Fontbotia wuellerstorfi*-Fauna am Walfisch-Rücken bzw. der *Bulimina alazanensis*-Fauna vom südwestafrikanischen Kontinentalhang Hinweise auf Veränderungen in der Zirkulation des Tiefenwassers liefern. Die Schwankungen im  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal der diskutierten Kerne verlaufen weitgehend parallel zu den Fluktuationen der NADW-Faunen. Das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal erlaubt Aussagen über die Zirkulation des Tiefenwassers sowie über die zeitlichen Änderungen der Produktionssysteme im Oberflächenwasser des östlichen Südatlantiks. Hohe Faktorwerte der NADW-Faunen sowie sehr schwere  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte in den Isotopenstadien 1, 9 und vor allem 11 belegen einen besonders starken NADW-Einfluß während dieser Warmphasen.

### 7.2 Spätquartäre Produktivitätsänderungen im östlichen Südatlantik

Zahlreiche Untersuchungen der letzten Jahre beschäftigten sich mit der Rekonstruktion der Produktionssysteme im östlichen Südatlantik. Die Fragestellungen zielten darauf ab, Aussagen über räumliche und zeitliche Veränderungen der Küstenauftriebsgebiete vor Nordwestafrika (u.a. Lutze et al. 1986, Sarnthein et al. 1988), Südwestafrika (u.a. Diester-Haass et al. 1988, 1992, Oberhänsli 1991, Hay & Brock 1992, Schmidt 1992) sowie der Hochproduktionsgebiete im Angola-



Becken (u.a. Jansen 1985, Van Leeuwen 1989, Jansen & Van Iperen 1991, Schneider 1991) und im Bereich der äquatorialen Divergenz (u.a. McIntyre et al. 1989, Mix 1989, Meinecke 1992, Verardo & McIntyre 1994) treffen zu können. Diese Untersuchungen, die sich in den meisten Fällen auf isotopengeochemische, mikropaläontologische und sedimentologische Befunde stützten, kamen zum Teil zu widersprüchlichen Ergebnissen, z.B. für die Region am Walfisch-Rücken (Bickert 1992, Schmidt 1992, Gingeles & Dahmke 1994, Gingeles & Kasten 1994). Aus diesem Grund erscheint ein Vergleich unabhängiger Parameter, die möglichst am gleichen Probenmaterial ermittelt wurden, besonders sinnvoll. Im folgenden soll gezeigt werden, wie sich die faunistischen Ergebnisse der vorliegenden Arbeit und die hieraus für die letzten 450.000 Jahre abgeleiteten Produktivitätsänderungen im Bereich des Küstenauftriebs vor Namibia und des küstenfernen Walfisch-Rückens in die bestehenden Modellvorstellungen eingliedern lassen.

Als einfaches Maß zur Abschätzung der  $C_{org}$ -Flußraten bzw. der Primärproduktion im Oberflächenwasser nutzten verschiedene Autoren die Akkumulationsrate benthischer Foraminiferen (BFAR) (Herguera & Berger 1991, Herguera 1992, 1994, McCorkle et al. 1994). Der Vergleich der in dieser Studie bearbeiteten Kerne aus dem östlichen Südatlantik zeigt, daß die BFAR-Werte am Kontinentalhang diejenigen vom Walfisch-Rücken deutlich überschreiten (Abb. 32). Zudem liegt die BFAR am südwestafrikanischen Kontinentalhang in den glazialen Isotopenstadien 6.6, 6.2 und 4 bis 2 sowie den kalten Interstadialen 5.4 und 5.2 im Mittel dreimal höher als in den Warmphasen. Der Glazial-Interglazial-Kontrast ist am Walfisch-Rücken nur in den Isotopenstadien 12 bis 8 ausgeprägt. Im Glazial 12 ist die BFAR über 10-mal höher als in den nachfolgenden Interglazialen und erreicht die glazialen Werte vom Kontinentalhang.

Unter Einbeziehung der BFAR und der rezenten  $C_{org}$ -Flußraten errechneten Herguera & Berger (1991) und Herguera (1992, 1994) an Sedimentkernen aus dem westäquatorialen Pazifik glaziale Paläoproduktionsraten, die die rezenten Werte um einen Faktor von 1,5 bis 2 übertreffen. Bei der Anwendung dieser Formel für die Kerne GeoB1214 und GeoB1710 ergeben sich jedoch unrealistische Werte, da die BFAR linear in die Gleichung eingeht. Für das Isotopenstadium 12 am Walfisch-Rücken würden sich beispielsweise Paläoproduktionsraten von deutlich über  $200 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$  errechnen, wie sie rezent nur in den extremen Küstenauftriebsgebieten vor Namibia anzutreffen sind. Auf der Basis dieser Ergebnisse ist daher anzunehmen, daß die BFAR zwar qualitativ die Höhe des jeweiligen  $C_{org}$ -Flusses widerspiegelt, daß der Zusammenhang jedoch vermutlich nicht-linearer Natur ist. Aus den zeitlichen BFAR-Fluktuationen der bearbeiteten Kerne läßt sich folglich qualitativ eine kaltzeitliche Erhöhung der Nahrungszufuhr ableiten, die am Walfisch-Rücken jedoch nur in den Glazialen 12, 10 und 8 nachzuweisen ist (Abb. 32).

Die Positionen der bearbeiteten Kerne liegen heute beide in Regionen, deren Tot- und potentiell Fossilfauna (Q-Modus) durch *Epistominella exigua* dominiert werden. Es wurde gezeigt, daß diese epibenthische Art besonders gut an eine saisonal schwankende Nahrungszufuhr angepaßt ist, wie sie auch im subtropischen östlichen Südatlantik außerhalb und am Rande der Hochproduktionsgebiete

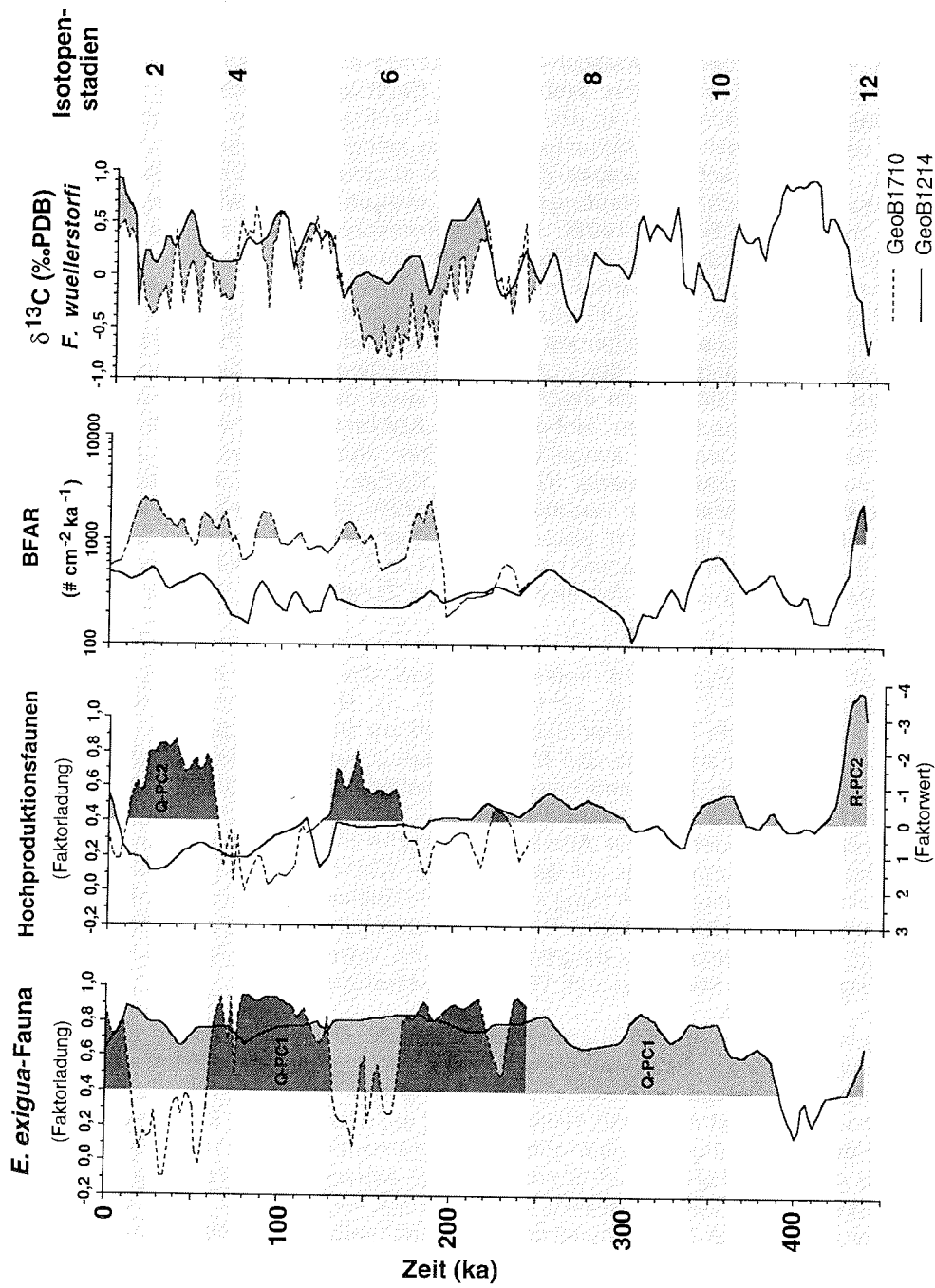
anzutreffen ist (Kap. 3.3). Die vorliegende Bearbeitung der Faunen ergab weiterhin, daß die *E. exigua*-Fauna in den Bereichen des südwestafrikanischen Kontinentalhanges, die durch eine ganzjährig erhöhte Produktion mit hohen  $C_{org}$ -Flußraten und  $C_{org}$ -Gehalten im Oberflächensediment von über 3 Gew % gekennzeichnet sind, von charakteristischen Hochproduktionsfaunen (*Melonis barleeanum*, *M. zaandamae*, *Uvigerina peregrina* s.l., *Oridorsalis umbonatus*, *Globobulimina turgida* u.a.) überprägt wird (Kap. 5.6.3). Eine hohe Nahrungszufuhr ohne starke saisonale Komponente limitiert somit das Auftreten von *E. exigua* im östlichen Südatlantik. Smart et al. (1994) untersuchten die neogenen Häufigkeits-Schwankungen von *E. exigua* in mehreren ODP-Kernen aus dem Pazifik und Atlantik. Sie kamen zu dem Ergebnis, daß *E. exigua* als Anzeiger für kurzfristige, saisonale Zufuhr von Phytodetritus geeignet ist.

### PRODUKTIVITÄTSÄNDERUNGEN AM WALFISCH-RÜCKEN

Am Walfisch-Rücken dominiert der Einfluß der *E. exigua*-Fauna fast über den gesamten erfaßten Zeitraum von 450.000 Jahren und unterliegt nur geringen Schwankungen. Die höchsten Faktorladungen werden in den Glazialen erreicht. Demnach dürften sich die spätquartären Nahrungsflüsse hier nicht dramatisch verändert haben und unterlagen vermutlich immer saisonalen Schwankungen. Für eine erhöhte Nahrungszufuhr während der Isotopenstadien 12, 10 und insbesondere 8, die bereits aus den BFAR-Werten abgeleitet wurde, spricht jedoch das zeitgleiche Auftreten der *Uvigerina peregrina*-Fauna im Q-Modus und der *Cassidulina reniforme*-Fauna im R-Modus. Im Rezenten sind diese beiden Arten Bestandteile der Hochproduktionsfaunen des unteren südwestafrikanischen Kontinentalhanges (Kap. 5.6.3). Auf einen Porenwassereffekt infolge erhöhter  $C_{org}$ -Zufuhr deuten auch die besonders niedrigen  $\delta^{13}C$ -Werte im Isotopenstadium 12 hin. Die Nahrungsflüsse überschritten aber vermutlich zu keiner Zeit  $2 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$ . Diese Vermutung wird dadurch unterstützt, daß im Gegensatz zu den glazialen Sedimenten des Kernes GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentalhang in den Hochproduktionsfaunen des Walfisch-Rückens nur geringe Prozentanteile der charakteristischen Hochproduktionsanzeiger *Melonis barleeanum* und *M. zaandamae* angetroffen wurden (Abb. 26, 30). Der Verbreitungsschwerpunkt dieser Arten liegt heute am südwestafrikanischen Kontinentalhang in Regionen mit Nahrungsflüssen über  $2 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$  (Kap. 5.6.3). Der Grund für den Einbruch der *E. exigua*-Fauna im Isotopenstadium 11 steht vermutlich im Zusammenhang mit einer intensivierten Tiefenwasserzirkulation (Kap. 7.1).

---

**Abb. 32:** Vergleich ausgewählter spätquartärer Faunenmuster mit den Akkumulationsraten benthischer Foraminiferen (BFAR) sowie den  $\delta^{13}C$ -Kurven von *F. wuellerstorfi* (Bickert 1992, unveröffentl.) der Kerne GeoB1214 und GeoB1710 aus dem unteren Bathyal des Walfisch-Rückens und des südwestafrikanischen Kontinentalhanges. QPC-1: *E. exigua*-Vergesellschaftung (GeoB1214, GeoB1710, 2-Komponenten-Lösung), QPC-2: *C. laevigata*-Vergesellschaftung (GeoB1710, 2-Komponenten-Lösung; entspricht im wesentlichen einer vereinfachten Kombination von Q-PC2 und Q-PC3 der 3-Komponenten-Lösung, dargestellt in Abb. 28), RPC-2: *C. reniforme*-Vergesellschaftung (GeoB1214).



Gingele (1992) und Gingele & Dahmke (1994) stellten im östlichen Südatlantik eine lineare Korrelation zwischen den Akkumulationsraten von  $C_{org}$  und Baryt fest, die beide zur Rekonstruktion von Paläoproduktionsraten herangezogen werden können. Am küstenfernen Walfisch-Rücken führen diese Parameter jedoch zu widersprüchlichen Ergebnissen. Während das Barytsignal in dieser Region eine Erhöhung der Produktivität in den glazialen Isotopenstadien 10 und 4 bis 2 belegt, unterliegen die  $C_{org}$ -Akkumulationsraten keinen nennenswerten Schwankungen. Dementsprechend zeigen die hieraus abgeleiteten Paläoproduktivitätsraten kaum zeitliche Variationen und bewegen sich zwischen 40 und 50 g C m<sup>-2</sup> Jahr<sup>-1</sup> (Bickert 1992). Dieser Widerspruch kann auf die generell niedrigen Nahrungsflüsse am Walfisch-Rücken zurückgeführt werden, wenn nur ein konstant niedriger  $C_{org}$ -Anteil im Sediment überliefert wird, der die tatsächlichen Schwankungen im  $C_{org}$ -Fluß nicht mehr nachzeichnet (Gingele & Dahmke 1994). Für eine glaziale Steigerung der Nahrungszufuhr sprechen auch Untersuchungen zum Mangan in der Festphase verschiedener Sedimentkerne vom zentralen Walfisch-Rücken, die unter anderem auch den faunistisch bearbeiteten Kern GeoB1214 einschlossen. Hohe glaziale Konzentrationen von Mn (IV) und Mangankarbonat belegen gesteigerte Reduktionsraten im Zuge einer erhöhten Zufuhr von organischem Material (Gingele & Kasten 1994). Eine Zunahme der Nahrungsflüsse während der vergangenen Glaziale wird schließlich auch durch die Faunenwechsel in einem Sedimentkern aus dem Bathyal des südlichen Angola-Beckens (Walfisch-Rücken) bestätigt (Gipp & Jansen 1994). Der glaziale Produktivitätsanstieg äußert sich hierbei in einer Zunahme im Anteil der *U. peregrina*-Gruppe.

Widersprüchliche Ergebnisse lieferte dagegen die Bearbeitung der DSDP-Kerne 362 und 532 (19°26'S, 10°19'E, 1330 m). Diese Kerne wurden etwa 200 km vor der Küste in direkter Nachbarschaft zur Station GeoB1028 (Abb. 10, 11, Tab. 2, 2215 m) am Rand des Mischungsbereiches zwischen Küstenauftrieb und den oligotrophen Regionen des Subtropischen Wirbels erbohrt. Die Ergebnisse von Oberhänsli (1991) sowie Meyers (1992) decken sich dabei mit den faunistischen Befunden dieser Arbeit. Als Ursache für die festgestellte glaziale Erhöhung der Nahrungszufuhr auf dem zentralen Walfisch-Rücken hält Oberhänsli (1991) eine westwärtige Verdriftung von hochproduktiven Filamenten und Wirbeln aus dem Küstenauftrieb vor Namibia für wahrscheinlich. In den Interglazialen war dagegen der Küstenauftrieb eingeschränkt und warmes Wasser des Angola-Stroms konnte nach Süden bis zum Walfisch-Rücken vordringen.

Im Gegensatz dazu stellten Diester-Haass (1985), Diester-Haass et al. (1992) sowie Hay & Brock (1992), die verschiedene sedimentologische Parameter am selben Kernmaterial untersuchten, eine Abnahme der Produktivität in Glazialzeiten fest. Diester-Haass et al. (1988, 1992) nahmen an, daß sich das Benguela-Stromsystem im Glazial aufgrund einer generellen Intensivierung nach Norden ausweitete und der heute bei etwa 25°S nach Westen abbiegende ozeanische Teil des Benguelastroms im Glazial ostwärts zur Küste hin verlagert war. Dies schränkte dann die westwärtige Ausdehnung des Küstenauftriebs vor Namibia ein. Auf der Basis von faunistischen und isotopengeochemischen Untersuchungen an planktischen Foraminiferen sowie sedimentologischen Ergebnissen mehrerer Sediment-

kerne entlang der Rückenachse des Walfisch-Rückens folgerte Schmidt (1992) ebenfalls eine Ausbreitung nährstoffangereicherter Wassermassen in den Interglazialen bis in den Bereich der Station GeoB1028 (Abb. 3, 10).

Die Ausführungen stützten sich hierbei unter anderem auf hohe Karbonat- und  $C_{org}$ -Akkumulationsraten in den Interglazialen. Gleichzeitig wurde aber für diese Region eine ausgeprägte glaziale Karbonatlösung festgestellt (Meyers 1992, Schmidt 1992), die am besten durch eine hohe glaziale  $C_{org}$ -Zufuhr erklärt werden kann (vgl. Kap. 3.4.1). Dieser Befund wird zunächst auch durch die höheren glazialen  $C_{org}$ -Konzentrationen gestützt. Errechnet man hieraus jedoch die entsprechenden  $C_{org}$ -Akkumulationsraten, so liegen diese in den Glazialen im Mittel deutlich niedriger als in den Interglazialen (Schmidt 1992, S. 121).

Auf der Grundlage der eigenen Ergebnisse und der diskutierten Befunde läßt sich die spätquartäre Nahrungssituation an der Station GeoB1214 am küstenfernen Walfisch-Rücken wie folgt zusammenfassen: Die Dominanz der *Epistominella exigua*-Fauna spricht dafür, daß die Nahrungsflüsse während des gesamten erfaßten Zeitraumes saisonalen Änderungen unterlag. Während die Nahrungsflüsse in den Interglazialen entsprechend der heutigen Situation (Tab. 2, 3) mit Werten  $<1 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$  generell niedrig waren, führte die westwärtige Verdriftung von nährstoffreichen Filamenten und Wirbeln aus dem Küstenauftrieb vor Namibia während der glazialen Isotopenstadien 12, 10 und 8 zu einer mäßigen Hochproduktion mit  $C_{org}$ -Flußraten von  $1-2 \text{ g C m}^{-2} \text{ Jahr}^{-1}$ . Diese Schlußfolgerung wird durch erhöhte Prozentanteile infaunaler Arten und einen Anstieg der BFAR gestützt.

#### VERGLEICH WALFISCH-RÜCKEN - ANTARKTISCHER KONTINENTALHANG

Die oligotrophe Nahrungssituation am Walfisch-Rücken läßt sich mit den generell niedrigen  $C_{org}$ -Flußraten am antarktischen Kontinentalhang vergleichen. Dazu wurden dem Verlauf der *E. exigua*-Fauna und dem  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal des Kernes GeoB1214 vom Walfisch-Rücken entsprechende Ergebnisse des Kernes PS1388 vom bathyalen ostantarktischen Kontinentalrand ( $69^{\circ}02'S$ ,  $05^{\circ}55'W$ , 2531 m, Mackensen et al. 1989, 1994, Grobe et al. 1990) gegenübergestellt (Abb. 34). In beiden Kernen ändert sich die benthische Foraminiferenfauna nur wenig und es zeigt sich die langfristige Dominanz der *E. exigua*-Fauna, die für eine saisonal schwankende Nahrungszufuhr spricht. Im Gegensatz zum Walfisch-Rücken war jedoch die Primärproduktion am antarktischen Kontinentalhang im Glazial als Folge starker Meereisbedeckung wahrscheinlich deutlich reduziert. Hierfür sprechen die Änderungen in den Gehalten von Opal, Karbonat und Barium in antarktischen Sedimenten (Grobe & Mackensen 1992, Shimmield et al. 1994, Nürnberg et al. 1994). Während der Interglaziale erfolgten dagegen, entsprechend der rezenten Situation (Wefer et al. 1990b), zumindest saisonal höhere Nahrungsflüsse. In den wärmsten Phasen, besonders während der Isotopenstadien 11 und 9, führte der  $C_{org}$ -Abbau zu einer Ansäuerung des Porenwassers und letztlich zu einer erhöhten Karbonatlösung (Mackensen et al. 1994). Dieser Prozeß erklärt die interglazialen Einbrüche der *E. exigua*-Fauna. Die Dominanz

von *E. exigua* in den glazialen antarktischen Sedimenten bestätigt, daß auch während der Kaltphasen offenes Wasser (Polynyas) über dem Kontinentalrand zumindest zeitweise eine Phytoplankton-Produktion ermöglicht haben muß (vgl. Melles 1991). Das an den Gehäusen von *E. exigua* ermittelte  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal des Kernes PS1388 weist eine Glazial-Interglazial-Amplitude von etwa 0,5 ‰ auf. Das um den "Vitaleffekt" dieser Art von etwa -1,2 ‰ bereinigte Signal spiegelt die Schwankungen des globalen Kohlenstoffreservoirs und die Änderungen der NADW-Flußraten in den Südozean wider (Mackensen et al. 1994). Die Glazial-Interglazial-Amplituden sind jedoch deutlich niedriger als an der Station GeoB1214 (Abb. 34). Der Walfisch-Rücken liegt im Verzahnungsbereich südlicher und nördlicher Tiefen- und Bodenwassermassen (Kap. 3.2). Demzufolge sind bei einer Änderung der Tiefenwasser-Zirkulation dort die höchsten Gradienten zu erwarten (vgl. Bickert 1992).

### LANGFRISTIGE PRODUKTIVITÄTSÄNDERUNGEN AM SÜDWESTAFRIKANISCHEN KONTINENTALHANG

Die Situation am südwestafrikanischen Kontinentalhang unterscheidet sich deutlich von der des Walfisch-Rückens. Hier ist der Verlauf der *E. exigua*-Fauna während der vergangenen 250.000 Jahre markanten Schwankungen unterworfen, wobei in den kaltzeitlichen Isotopenstadien 7.4, 6.5 bis 6.1, 3 und 2 Hochproduktionsfaunen an ihre Stelle treten. Das vereinfachende Modell einer 2-Komponenten-Lösung (Abb. 32) zeigt sehr deutlich, wie die *E. exigua*-Fauna von einer Hochproduktionsfauna, die durch *C. laevigata*, *M. barleeaanum*, *M. zaandamae* und *O. umbonatus* dominiert wird, abgelöst wird. In den Isotopenstadien 3 bis 2 ist der Einfluß dieser Fauna und möglicherweise auch die hieraus abgeleiteten Nahrungsflüsse deutlich höher als im Isotopenstadium 6. Daß sich diese beiden Zeiträume auch in der Gewichtung der einzelnen Arten unterscheiden, wird aus der 3-Komponenten-Lösung ersichtlich (Tab. 12, Abb. 28). Während *C. laevigata* die Hochproduktionsfauna im Isotopenstadium 3 bis 2 dominiert, wird das Isotopenstadium 6 durch *O. umbonatus* charakterisiert, dessen Einfluß sich bis in das nachfolgende Interglazial zieht.

*Cassidulina laevigata* ist eine kennzeichnende Art der glazialen Faunen im bathyalen Angola-Becken (Van Leeuwen 1989) und am nordwestafrikanischen Kontinentalhang (Zobel & Ranke 1978). Obwohl sich der Schwerpunkt im rezenten Vorkommen von *C. laevigata* entlang des westafrikanischen Kontinentalrandes auf flachere Bereiche um 600 m konzentriert (Kap. 5.4, Zobel & Ranke 1978, Haake 1980, Lutze 1980, Van Leeuwen 1989, Schiebel 1992), gehen sowohl Zobel & Ranke (1978) als auch Van Leeuwen (1989) davon aus, daß die tieferen Vorkommen von *C. laevigata* im Glazial autochthon sind. Dieses Ergebnis wird durch zwei Befunde bekräftigt. Zum einen zeigt die rezente Verteilung von *C. laevigata* einen deutlichen Bezug zu erhöhten Nahrungsflüssen, wobei tiefere Vorkommen vor den Flußmündungen des Kunene und des Kongo in  $\text{C}_{\text{org}}$ -reichen Sedimenten festgestellt wurden (Kap. 5.6.2, Van Leeuwen 1989). Eine generelle glaziale Ausweitung der Besiedlungstiefe in Abhängigkeit hoher Nahrungsflüsse bis in das untere Bathal des Kontinentalhangs ist somit denkbar. Zum anderen

fehlen in den untersuchten Proben andere Charakterarten des Schelfs und des oberen Kontinentalhanges, wie beispielsweise verschiedene Arten der Gattung *Bolivina* (vgl. Lutze 1980), die eine Umlagerung bestätigen könnten.

Im Isotopenstadium 6 des Kerns GeoB1710 wird *C. laevigata* durch *O. umbonatus* als häufigste Art ersetzt. Die rezenten Proben zeigen, daß *O. umbonatus* im östlichen Südatlantik gleichermaßen in Bereichen mit hohen und niedrigen Nahrungsflüssen vorkommt (Kap. 5, Tab. 8) und daher nicht als charakteristische Hochproduktionsart gelten kann. Verschiedene Befunde aus anderen Regionen bestätigen vielmehr eine opportunistische Lebensweise in 0-4 cm Sedimenttiefe, in Abhängigkeit von den jeweiligen Nahrungsflüssen (Corliss 1985, Corliss & Emerson 1990, Murray 1991, Rathburn & Corliss 1994).

Es fällt auf, daß der Einfluß der *E. exigua*-Fauna am südwestafrikanischen Kontinentalhang in den kaltzeitlichen Isotopenstadien 6.6 und 4 ähnlich stark ausgeprägt ist wie in den Interglazialen, obwohl sowohl die BFAR als auch sehr niedrige  $\delta^{13}\text{C}$ -Werte bereits auf eine gegenüber dem vorangegangenen Interglazial eingetretene Erhöhung der Nahrungszufuhr hinweisen. Für diese Zeiträume ist eine Nahrungssituation denkbar, die gegenüber den Warmphasen zwar schon durch generell erhöhte  $\text{C}_{\text{org}}$ -Flüsse gekennzeichnet war, aber im Bereich über der Kernposition GeoB1710 noch deutlichen saisonalen Schwankungen unterlag und somit das Vorkommen von *E. exigua* begünstigte.

Die Ergebnisse der BFAR und der Q-Modus Hauptkomponentenanalyse sprechen somit für eine generelle glaziale Erhöhung der Produktivität am südwestafrikanischen Kontinentalhang. Eine Quantifizierung der Nahrungsflüsse ist nur schwer möglich. Dennoch läßt der Vergleich mit den Rezentfaunen für die Kernposition einen glazialen Anstieg der Primärproduktionsraten um einen Faktor von etwa 1,5 bis 2 vermuten. Weiterhin scheinen die Nahrungsflüsse in den Isotopenstadien 3 bis 2 die der Isotopenstadien 6.5 bis 6.0 zu übertreffen. Diese Schlußfolgerung steht in Einklang mit Untersuchungen von Abrantes et al. (1994), die über den Vergleich von  $\text{C}_{\text{org}}$ - (vgl. Abb. 9) und Diatomeen-Akkumulationsraten des Kerns GeoB1710 ebenfalls die spätquartären Produktivitätsänderungen an dieser Kernposition rekonstruierten. Für beide Parameter fanden sie hohe Werte in Glazialzeiten, wobei sie für die Isotopenstadien 4 bis 2 höhere Flußraten berechneten als für das Isotopenstadium 6.

Für eine Zunahme der Produktivität am südwestafrikanischen Kontinentalhang während der Glazialzeiten sprechen auch die  $\delta^{13}\text{C}$ -Kurven der bearbeitenden Kerne (Bickert 1992, unveröffentl.). Im Kern GeoB1710 ist den Signalen des Globaleffektes und der Tiefenwassermasse ein produktionsinduzierter Porenwassereffekt überlagert. Dies ist besonders im Vergleich der Kerne vom Walfisch-Rücken und dem Kontinentalhang ersichtlich, die produktionsbedingte Abweichungen von bis zu 0,5 ‰ aufweisen (Abb. 32). In diesem Zusammenhang zeigt das  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal des Kernes GeoB1710 im Isotopenstadium 6 die niedrigsten Werte und im Vergleich zum  $\delta^{13}\text{C}$ -Signal des Kernes GeoB1214 vom Walfisch-Rücken auch die größte Differenz, was auf besonders hohe  $\text{C}_{\text{org}}$ -Flußraten während dieser Kaltzeit hindeuten könnte. Dieser Befund stünde dann jedoch im Gegensatz zu den

mikropaläontologischen Ergebnissen, die für die Isotopenstadien 4 bis 2 höhere  $C_{org}$ -Flußraten anzeigen (siehe oben).

Im Zusammenhang mit der Nährstoffsituation am Walfisch-Rücken wurde bereits erwähnt, daß mehrere Datensätze auf eine glaziale Abschwächung des Küstenauftriebs vor Namibia infolge einer nordwärtigen Verlagerung des Benguela-Stromsystems hindeuten (Diester-Haass et al. 1988, 1992). Hierfür sprechen auch die Schwankungen im Opal-Gehalt aus einem Kern vom südwestafrikanischen Kontinentalhang (24°04'S, 12°40'E, 2199 m), dessen Position heute im Einflußbereich des Mischungsbereiches liegt. Während hohe Opalgehalte in den Isotopenstadien 1 und 3 einen westwärts gerichteten Transport von hochproduktiven Oberflächenwassermassen anzeigen, gehen die Opalgehalte im Isotopenstadium 2 stark zurück und zeigen somit eine erniedrigte Produktion an (Diester-Haass et al. 1988). Es ist jedoch fraglich, ob diese Opal-Variationen auch Produktivitätsänderungen reflektieren. Verschiedene Arbeiten belegen nämlich, daß die überlieferten Opal-Schwankungen nicht unbedingt das primäre Signal im Oberflächenwasser nachzeichnen. Das Opal-Signal kann vielmehr durch Lösungsvorgänge beim Absinken in der Wassersäule sowie im Sediment verändert werden (Jansen & Van der Gaast 1988, Van Bennekom et al. 1989, Archer et al. 1993).

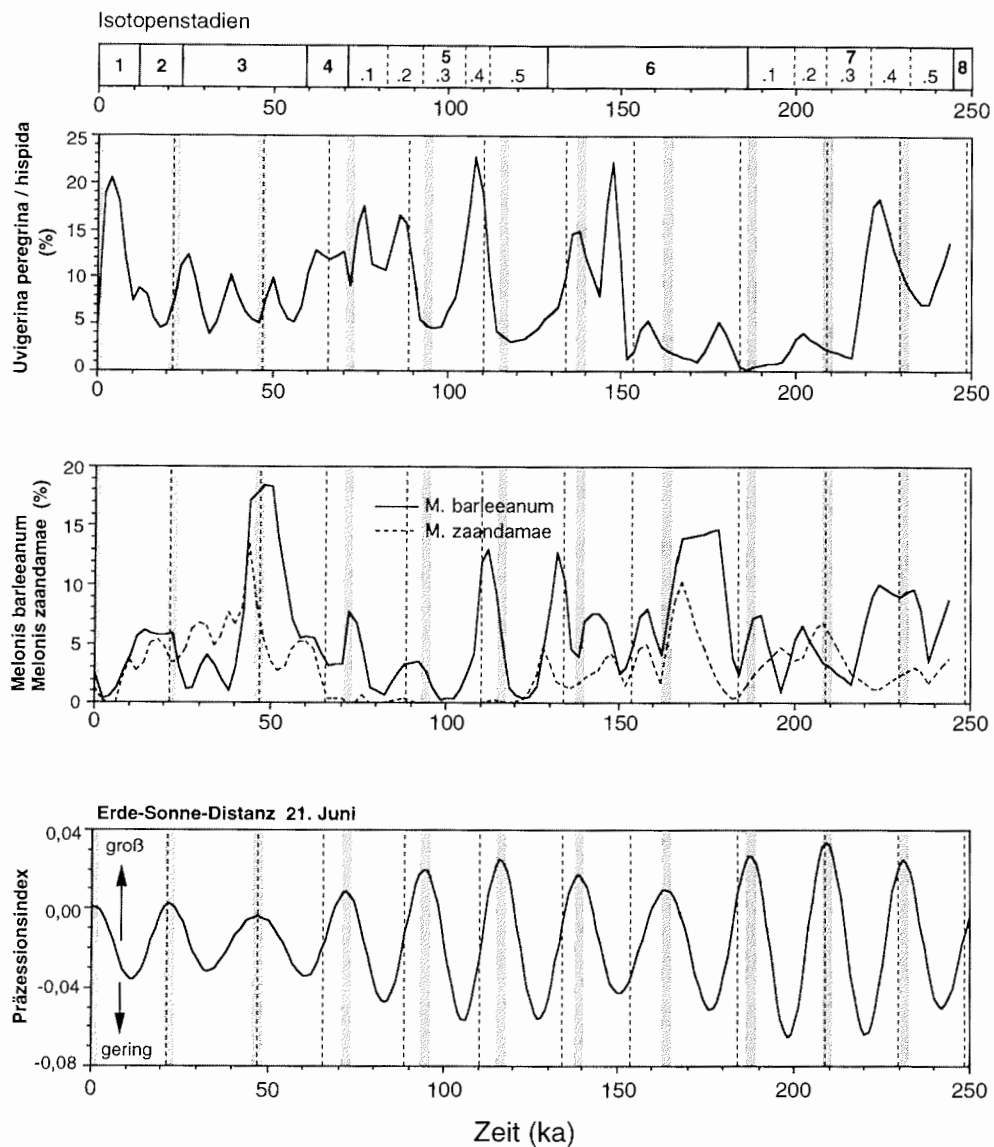
Faßt man die Ergebnisse der diskutierten Arbeiten zusammen, so weist die Mehrzahl der untersuchten Parameter, wie auch die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit, auf eine Intensivierung und westwärtige Ausbreitung des Auftriebsgeschehens vor der Küste Namibias während der vergangenen Glaziale hin. Die Interpretation von Karbonat-,  $C_{org}$ - und Opal-Akkumulationsraten sollte im Hinblick auf die Abschätzung von Paläoproduktionsraten nur vorsichtig und unter Beachtung der lokalen ozeanographischen und geologischen Bedingungen erfolgen, da diese Parameter starken diagenetischen Veränderungen unterliegen können und somit häufig lediglich ein Erhaltungssignal darstellen. Als Ursache für die Verstärkung des küstennahen Auftriebs während der Glaziale kann eine generelle kaltzeitliche Intensivierung der Südost-Passatwinde angenommen werden (Morley & Hays 1979, Van Zidderen Bakker 1980, 1982). Der Zusammenhang zwischen der Passatwind-Stärke und der Ausdehnung des Küstenauftriebs wurde in ähnlicher Weise auch vor Nordwestafrika festgestellt (Sarnthein et al. 1988, Shimmield 1992).

### KURZFRISTIGE PRODUKTIVITÄTSÄNDERUNGEN AM SÜDWESTAFRIKANISCHEN KONTINENTALHANG

Im östlichen äquatorialen Südatlantik sowie in den Auftriebsgebieten nördlich des Walfisch-Rückens konnte für die letzten 350.000 Jahre ein starker Einfluß des 23.000 Jahre-Zyklus (Präzession der Erdatmosphäre) auf die Intensität und Ausrichtung des Passat-Monsun-Systems festgestellt werden. Dies äußerte sich in zyklischen Variationen planktischer Foraminiferenvergesellschaftungen, der isotopischen Zusammensetzung ihrer Gehäuse sowie verschiedenen sedimentologischen und mikropaläontologischen Parameter, aus denen Paläo-Oberflächenwassertemperaturen und Paläoproduktionsraten abgeleitet wurden (Pokras & Mix 1987, McIntyre



## 7 Paläozeanographische Interpretation



**Abb. 33:** 23.000 Jahre-Zyklus (Präzession) in den Fluktuationen ausgewählter Hochproduktionsarten im Kern GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentalhang im Einflußbereich des küstennahen Auftriebs. Graue Balken markieren Präzessionsmaxima, senkrechte gestrichelte Linien Maxima in der Paläoproduktivität (Schneider 1991).

et al. 1989, Schneider 1991, Bickert 1992, Gingle 1992, Meinecke 1992, Verardo & McIntyre 1994).

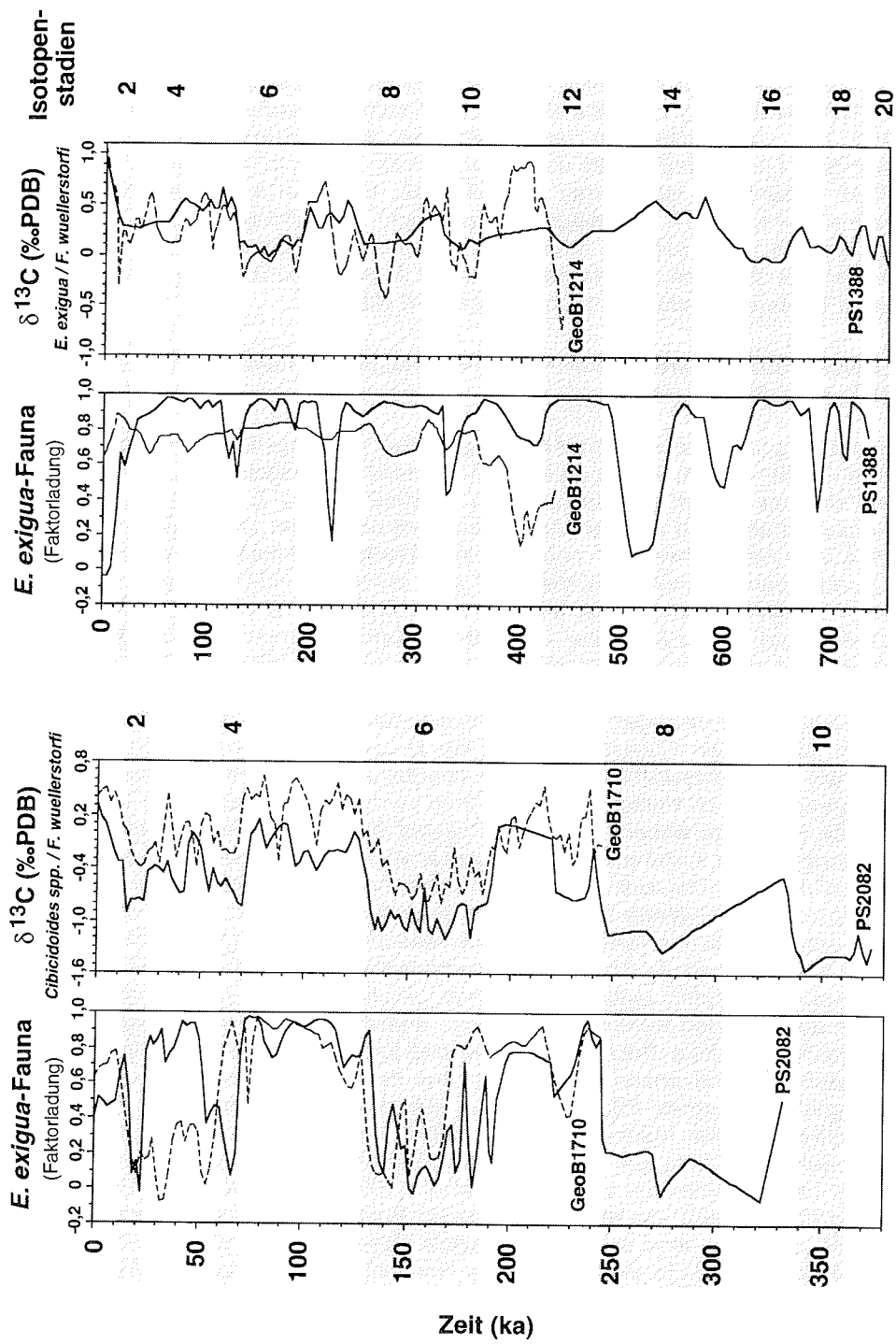
Während des Präzessionsmaximums, d.h. zur Zeit der größten Erde-Sonne-Distanz am 21. Juni (Aphelion), ist die Insolation im Sommer auf der Nordhalbkugel und somit im Winter auf der Südhalbkugel relativ gering (Imbrie et al. 1989). In dieser Zeit erreichen die Südost-Passate ihre größte zonale Geschwindigkeits-Komponente und die Advektion warmer Wassermassen aus dem Indik ist reduziert, da die subtropische Konvergenz bei 40°S liegt (McIntyre et al. 1989). Die starken zonal ausgerichteten Winde führen entsprechend dem Ekman-Transport zu einer Intensivierung des Auftriebsgeschehens vor der südwestafrikanischen Küste (Schmidt 1992, Schneider et al. 1994) sowie zu einer nordwärts gerichteten Advektion des Benguela-Küstenstroms ins Angola-Becken (Jansen 1985, 1994, Schneider 1991).

Die zeitliche Auflösung der Faunenanalyse im Kern GeoB1710 ist ausreichend, um Informationen über mögliche Einflüsse der Präzession auf die benthische Foraminiferenfauna zu erkennen. Da zu erwarten ist, daß die Veränderungen des Passatwind-Systems mit Variationen der auftriebsbedingten  $C_{org}$ -Flüsse einhergehen, sind die zeitlichen Variationen charakteristischer Hochproduktionsarten von besonderem Interesse. Gute Anzeiger für die jeweiligen Nahrungsflüsse bieten die beiden Artengruppen *Melonis barleeaanum* / *M. zaandamae* und *Uvigerina peregrina* s.l.. Sie sind wichtige Bestandteile der Hochproduktionsfaunen am bathyalen südwestafrikanischen Kontinentalhang sowohl während der Isotopenstadien 3 bis 2 als auch während des Isotopenstadiums 6 (Abb. 33). Eine Vielzahl von Untersuchungen rezenter Sedimente bestätigen eine enge Bindung dieser Arten an hohe  $C_{org}$ -Flüsse (Kap. 5.6, Miller & Lohmann 1982, Lutze & Coulbourn 1984, Corliss 1985, Corliss & Emerson 1990, Murray 1991). In spätquartären Sedimenten sind *M. barleeaanum*, *M. zaandamae* und Arten der *U. peregrina*-Gruppe nicht nur entlang des afrikanischen Kontinentalhanges häufiger Bestandteil glazialer Hochproduktionsfaunen (Zobel & Ranke 1978, Lutze et al. 1986, Van Leeuwen 1989), sondern markieren auch in bathyalen und abyssalen Kernen des Südost-indischen Rückens (Corliss 1982) und aus dem Agulhas-Becken (Mackensen et al. 1994) Zeiten hoher Produktivität im Oberflächenwasser.

Während die zeitlichen Variationen von *M. zaandamae* im Kern GeoB1710 im wesentlichen den 100.000 Jahres-Zyklus der Glazial-Interglazial-Wechsel nachzeichnen, sind den Schwankungen von *M. barleeaanum* höherfrequente Zyklen überlagert. Diese Zyklen weisen in den meisten Fällen eine signifikante Beziehung

---

**Abb. 34:** Spätquartäre Änderungen im Einfluß der *E. exigua*-Fauna und Variationen im  $\delta^{13}C$ -Signal verschiedener benthischer Foraminiferenarten in den Kernen GeoB1710 aus dem unteren Bathyal des südwestafrikanischen Kontinentalhanges ( $\delta^{13}C$ -Werte von Bickert unveröffentl.), PS2082 aus dem abyssalen Agulhas-Becken (Mackensen et al. 1994), GeoB1214 aus dem unteren Bathyal des Walfisch-Rückens ( $\delta^{13}C$ -Werte von Bickert 1992) sowie PS1388 vom bathyalen ostantarktischen Kontinentalhang (Mackensen et al. 1994). Das  $\delta^{13}C$ -Signal von *E. exigua* wurde um den "Vitaleffekt" dieser Art von -1,2 ‰ bereinigt.



zum 23.000 Jahre-Zyklus der Präzession der Erdachse auf (Abb. 33). Im Isotopenstadium 3 sprechen besonders hohe Prozentanteile von *M. barleeianum* und *M. zaandamae* für kurzzeitig stark erhöhte Nahrungsflüsse am südafrikanischen Kontinentalhang, die jene der glazialen Isotopenstadien 6, 4 und 2 übersteigen. Aus Untersuchungen von Sedimenten des nordwestlichen Indischen Ozeans geht hervor, daß dieses außergewöhnliche Hochproduktionsereignis nicht nur lokal ausgeprägt ist (Murray & Prell 1992, Hermelin & Shimmield 1994). *Uvigerina peregrina* s.l. unterliegt dagegen nicht den übergeordneten Glazial-Interglazial-Wechseln, sondern erreicht auffallend hohe Prozentanteile vor allem in den kalten Interstadialen der Interglaziale. Diese Artengruppe ist hier somit eher als Anzeiger für semiglaziale Bedingungen geeignet (Abb. 33).

### VERGLEICH SÜDWESTAFRIKANISCHER KONTINENTALHANG - SUBANTARKTISCHE ZONE DES ÖSTLICHEN SÜDATLANTIKS

Die langfristigen spätquartären Änderungen der Nahrungsflüsse an der Kernposition GeoB1710 im Randbereich des Küstenauftriebsgebietes vor Namibia lassen sich mit denen der Kernposition PS2082 (43°13'S, 11°45'E, 4661 m, Mackensen et al. 1994) aus dem abyssalen Agulhas-Becken vergleichen. Letztere Position liegt heute etwa 6-7° nördlich eines Hochproduktionsgürtels mit hohen  $C_{org}$ - und Opal-Akkumulationsraten, der sich zwischen Polarfrontzone und der mittleren Winter-Meereisgrenze, also etwa zwischen 50 °S und 55 °S erstreckt (DeMaster 1981, Wefer & Fischer 1991). Beide Kernlokalisationen liegen rezent somit außerhalb von Hochproduktionsgebieten in Bereichen mit niedrigen bis mittleren Nahrungsflüssen von etwa 1-2 g C m<sup>-2</sup> Jahr<sup>-1</sup>. Außerdem sind beide Kerne durch starke Faunenschwankungen und hohe Amplituden im  $\delta^{13}C$ -Signal gekennzeichnet (Abb. 34). In den Glazialzeiten wird die *E. exigua*-Fauna im Kern PS2082 ebenso wie am südwestafrikanischen Kontinentalhang aufgrund stark zunehmender  $C_{org}$ -Flüsse durch Hochproduktionsfaunen verdrängt. Im Agulhas-Becken setzt sich diese Fauna im wesentlichen aus *Pullenia bulloides*, *Melonis pompilioides* und *M. zaandamae* zusammen (Mackensen et al. 1994). Die gleiche Fauna findet man heute im Einflußbereich der Hochproduktion weiter im Süden (Mackensen et al. 1993a). Die  $\delta^{13}C$ -Werte sind an der Kernposition PS2082, die im ständigen Einflußbereich südlicher Tiefen- und Bodenwassermassen liegt, durchschnittlich etwa 0,3 ‰ leichter als an der flacheren Kernposition GeoB1710. Die  $\delta^{13}C$ -Kurven beider Kerne verlaufen jedoch weitgehend parallel und beinhalten neben den Signalen des globalen Kohlenstoffreservoirs und der NADW-Fluktuationen beide einen Hochproduktionseffekt, welcher die besonders niedrigen glazialen Werte erklärt (Abb. 34, Mackensen et al. 1994). Aus den Faunenänderungen und dem  $\delta^{13}C$ -Signal des Kernes PS2082 aus der subantarktischen Zone des östlichen Südatlantiks folgerten Mackensen et al. (1994) eine glaziale Verschiebung des Hochproduktionsgürtels um etwa 7° nach Norden. Dieses Ergebnis steht im Einklang mit den Befunden von Charles et al. (1991), Mortlock et al. (1991) und Nürnberg et al. (1994), die eine hohe glaziale Produktivität nördlich der heutigen Polarfront, dagegen eine erniedrigte glaziale Produktivität südlich davon nachweisen konnten. Daß die Verlagerung des Hochproduktionsgürtels parallel zu den globalen spätquartären Klimawechseln stattfand, bestätigen die stets scharfen

Faunenwechsel des Kernes PS2082 an den Grenzen der Isotopenstadien (Abb. 34). Im Gegensatz dazu spiegelt der Verlauf der *E. exigua*-Fauna am südwestafrikanischen Kontinentalhang die Ausdehnung und Intensität des Küstenauftriebs wider, der neben den übergeordneten Glazial-Interglazial-Zyklen zum Teil höherfrequenten Schwankungen unterliegt (siehe oben).



## 8 ZUSAMMENFASSUNG UND SCHLUßFOLGERUNGEN

Aus der Untersuchung benthischer Foraminiferenfaunen in Oberflächensedimenten und ausgewählten Sedimentkernen des östlichen Südatlantiks können folgende Schlußfolgerungen gezogen werden:

### REZENTE BENTHISCHE FORAMINIFERENVERGESELLSCHAFTUNGEN IM ÖSTLICHEN SÜD-ATLANTIK: VERBREITUNG UND ÖKOLOGIE

Die Zusammensetzung der rezenten benthischen Foraminiferenfaunen wird im wesentlichen durch vier Umwelteinflüsse gesteuert: 1) Saisonalität und Höhe der Nahrungszufuhr, 2) Tiefenwasserausbreitung, 3) Karbonatuntersättigung der Bodenwassermasse und 4) Strömungsgeschwindigkeit der Bodenwassermasse und Korngrößenzusammensetzung des Sediments.

- 1) Die Regionen im Einflußbereich des Küstenauftriebs werden durch ganzjährig hohe Nahrungsflüsse geprägt. Demzufolge wird der südwestafrikanische Schelf, der obere Kontinentalhang und lokal auch der untere Kontinentalhang von niedrigdiversen und individuenreichen Hochproduktionsfaunen besiedelt. Diese weisen eine enge Tiefenzonierung und hohe Anteile infaunaler Arten auf, die an gesteigerte Corg-Flüsse und niedrige O<sub>2</sub>-Konzentrationen im Boden- und Porenwasser angepaßt sind. Charakteristische Gattungen dieser Faunen sind *Bolivina*, *Bulimina*, *Cassidulina*, *Globobulimina*, *Melonis* und *Uvigerina*.

Im Gegensatz dazu werden die oligotrophen Regionen des Walfisch-Rückens, des abyssalen Kap- und Angola-Beckens sowie große Bereiche des unteren Kontinentalhangs durch epifaunal dominierte Faunen besiedelt, die an geringe und saisonal schwankende Nahrungsflüsse angepaßt sind. Ähnlich wie im Nordatlantik kann *Epistominella exigua* auch im östlichen Südatlantik als Charakterart einer saisonal schwankenden Phytodetritus-Zufuhr gelten.

- 2) In den oligotrophen Flankenbereichen des Walfisch-Rückens läßt sich die hochdiverse miliolidenreiche *Osangularia culter*-Fauna und die Tiefenverbreitung der Arten *Cibicidoides kullenbergi* und *Melonis pompilioides* mit dem maximalen Einflußbereich des sauerstoff- und salzreichen Nordatlantischen Tiefenwassers (NADW) in etwa 1600 m bis 3700 m Wassertiefe korrelieren.
- 3) Die tiefsten Bereiche des abyssalen Kap- und Angola-Beckens werden durch die *Nuttallides umbonifer*-Fauna besiedelt. Diese Fauna bevorzugt einen Lebensraum, der durch ein karbonat-korrosives Milieu zwischen Kalzitlysookline und Kalzitkompensationstiefe gekennzeichnet ist.
- 4) An exponierten Stellen im Kuppenbereich des Walfisch-Rückens außerhalb hoher Nahrungsflüsse ist eine Anpassung der *Globocassidulina subglobosa*-Fauna an höhere Strömungsgeschwindigkeiten und sandreiche Sedimente festzustellen. Die Zusammensetzung des Substrates beeinflusst die Verbreitung agglutinierter Foraminiferen außerhalb der Hochproduktionsgebiete. Die Gattun-

## 8 Zusammenfassung und Schlußfolgerungen

---

gen *Rhizammina*, *Reophax*, *Psammosphaera* und *Lagenammina* leben bevorzugt auf sandreichen Sedimenten.

### SPÄTQUARTÄRE BENTHISCHE FORAMINIFERENVERGESELLSCHAFTUNGEN IM ÖSTLICHEN SÜDATLANTIK: PALÄOZEANOGRAPHISCHE REKONSTRUKTION

Mit der Kenntnis des Beziehungsgeflechtes zwischen den rezenten Faunen und ihrer Umwelt wurden die spätquartären Faunenwechsel paläozeanographisch interpretiert.

- 1) Die dominanten Faunenwechsel sind in starkem Maße von den Schwankungen in der Höhe und Saisonalität der Nahrungsflüsse und somit von der Produktivität im Oberflächenwasser abhängig.
  - Im Bereich des küstenfernen Walfisch-Rückens unterlagen die Nahrungsflüsse während der vergangenen 450.000 Jahre nur geringen Änderungen. Eine erhöhte Produktivität ist lediglich in den älteren Glazialen 8, 10 und insbesondere 12 zu erkennen. Während dieser Zeiten gelangten vermutlich kalte nährstoffreiche Filamente und Wirbel aus dem Mischungsbereich des Küstenauftriebs bis in den Bereich dieser Kernposition und förderten dort die Vorkommen von moderaten Hochproduktionsfaunen (*Uvigerina peregrina*, *Cassidulina reniforme*).
  - Am südwestafrikanischen Kontinentalhang waren die Nahrungsflüsse während der letzten 250.000 Jahre in den glazialen Isotopenstadien 2 bis 3 und 6.0 bis 6.5 etwa doppelt so hoch wie in den Interglazialen. In diesen Kaltzeiten wird die *E. exigua*-Fauna durch Hochproduktionsfaunen ersetzt (*Cassidulina laevigata*, *Melonis barleeianum*, *M. zaandamae*, *Oridorsalis umbonatus*). Den Glazial-Interglazial-Zyklen sind kürzerfristige Variationen der Nahrungsflüsse mit einer Periode von etwa 23.000 Jahren überlagert. Die Höhe der Produktivität wird über die Intensität und zonale Komponente der SE-Passatwinde gesteuert, die die laterale Ausdehnung des Küstenauftriebs vor Namibia kontrollieren.
  - Die Nahrungsflüsse am Walfisch-Rücken lassen sich mit der des ostantarktischen Kontinentalhangs vergleichen. Die Dominanz der *Epistominella exigua*-Fauna weist in beiden Regionen auf geringe, saisonal schwankende Nahrungsflüsse während des Spätquartärs hin. Dagegen kann man die spätquartären Nahrungsflüsse vom südwestafrikanischen Kontinentalhang gut mit den Nahrungsflüssen in der subantarktischen Zone des Südatlantiks vergleichen. In beiden Gebieten wird die *E. exigua*-Fauna im Zuge einer drastischen Erhöhung der Nahrungszufuhr im Glazial von charakteristischen Hochproduktionsfaunen ersetzt.
- 2) Die spätquartären Schwankungen der *Fontbotia wuellerstorfi*-Fauna vom Walfisch-Rücken und der *Bulimina alazanensis*-Fauna vom südwestafrikanischen Kontinentalhang wurden als Anzeiger für zeitliche Änderungen der NADW-Advektion interpretiert.



- Eine NADW-Ausbreitung im östlichen Südatlantik findet innerhalb des erfaßten Zeitraumes von etwa 450.000 Jahren ausschließlich während der Interglaziale statt und zeigt zudem noch Unterschiede zwischen den einzelnen Warmzeiten. Neben dem Isotopenstadium 1 belegen die Interglaziale 9 und 11 den stärksten NADW-Fluß.
- Die zeitlich höher aufgelösten Daten im Kern GeoB1710 vom Kontinentalhang dokumentieren höherfrequente Fluktuationen der NADW-Fauna. Demzufolge ist dort das Vorkommen von NADW in den warmen Interstadialen 1, 5.1, 5.3, 5.5, 7.1 bis 7.3 und 7.5 nachzuweisen, nicht jedoch in den Kaltphasen 2 bis 4, 5.2, 5.4 und 7.4.



## 9 TAXONOMIE UND FOTOTAFELN

Die taxonomische Einstufung der bearbeiteten benthischen Foraminiferen hinsichtlich ihrer Gattungszugehörigkeit und übergeordneter Taxa orientierte sich weitgehend an Loeblich & Tappan (1988). In der aktuellen Fachliteratur werden jedoch häufig noch ältere Gattungsnamen benutzt. Deshalb wurde in Einzelfällen der alte und gebräuchlichere Gattungsname beibehalten. Im Rahmen dieser Arbeit wurden insgesamt 269 verschiedene Taxa (Arten oder Gattungen) erfaßt, von denen nach der Modifikation der Rohdatensätze (vgl. Kap. 4.5.1) insgesamt 198 in die statistische Bearbeitung eingingen. Die folgende Synonymliste umfaßt dabei alle dominanten und assoziierten Arten der bearbeiteten Lebend-, Tot- und Fossil-Vergesellschaftungen (Tab. 7-9, 11, 12) mit Verweis auf Abbildungen innerhalb dieser Arbeit und in der jüngeren Literatur. Um das Literaturverzeichnis nicht zu sehr aufzublähen, wurde auf die Zitate der Erstbeschreibungen weitgehend verzichtet. Der Originalname, gekennzeichnet mit \*, wurde dennoch genannt, um das Auffinden der Erstbeschreibung in Ellis & Messina (1940) zu erleichtern.

Ordnung **FORAMINIFERIDA** Eichwald 1830

Unterordnung **TEXTULARIINA** Delage & Hérouard 1896

*Adercotryma glomerata* (Brady 1878)

Taf. 1, Fig. 12

\*1878 *Lituola glomerata* Brady.

1960 *A. glomeratum* (Brady) -- Barker, Taf. 34, Fig. 15-18.

1986 *A. glomerata* (Brady) -- Schröder, Taf. 16, Fig. 10, 11.

1990 *A. glomerata* (Brady) -- Mackensen et al., Taf. 3, Fig. 7, 8.

1992 *A. glomerata* (Brady) -- Timm, Taf. 4, Fig. 1.

1992 *A. glomerata* (Brady) -- Wollenburg, Taf. 6, Fig. 1, 2.

*Ammobaculites agglutinans* (d'Orbigny 1846)

Taf. 1, Fig. 8, 9

\*1846 *Spirolina agglutinans* d'Orbigny.

1931 *A. agglutinans* (d'Orbigny) -- Wiesner, Taf. 12, Fig. 146.

1960 *A. agglutinans* (d'Orbigny) -- Barker, Taf. 32, Fig. 19-21, 24-26.

1981 *A. agglutinans* (d'Orbigny) -- Resig, Taf. 9, Fig. 16.

1986 *A. agglutinans* (d'Orbigny) -- Schröder, Taf. 21, Fig. 1-4.

1990 *A. agglutinans* (d'Orbigny) -- Mackensen et al., Taf. 5; Fig. 8.

*Ammomarginulina recurva* Earland 1934

\*1934 *Ammomarginulina foliacea* (Brady) var. *recurva* Earland.

1986 *A. recurva* Earland -- Schröder, Taf. 21, Fig. 15-17.

1990 *A. recurva* Earland -- Mackensen et al., Taf. 5, Fig. 1, 2.

1992 *Ammoscalaria* cf. *recurva* (Earland) -- Timm, Taf. 2, Fig. 13.

*Ammoscalaria pseudospiralis* (Williamson 1858)

Taf. 1, Fig. 7

\*1858 *Protonina pseudospiralis* Williamson.

1960 *A. pseudospiralis* (Williamson) -- Barker, Taf. 33, Fig. 1-4.

1974 *A. pseudospiralis* (Williamson) -- Lutze, Taf. 2, Fig. 36-39.

1980 *A. pseudospiralis* (Williamson) -- Boltovskoy et al., Taf. 35, Fig. 4-7.

1980 *A. pseudospiralis* (Williamson) -- Haake, Taf. 1, Fig. 13.

1992 *A. pseudospiralis* (Williamson) -- Schiebel, Taf. 6, Fig. 2.

*Cribrostomoides subglobosus* (M. Sars 1868)

Taf. 1, Fig. 10

- \*1868 *Lituola subglobosa* M.Sars.
- 1960 *Alveolophragmium subglobosum* (M. Sars) -- Barker, Taf. 34, Fig. 7,8,10,14.
- 1971 *C. subglobosus* (M. Sars) -- Herb, Taf. 11, Fig. 2,3.
- 1986 *C. subglobosus* (M. Sars) -- Schröder, Taf. 18, Fig. 15,16.
- 1990 *C. subglobosus* (M. Sars) -- Mackensen et al., Taf. 4, Fig. 7-9.
- 1992 *C. subglobosum* (M. Sars) -- Timm, Taf. 3, Fig. 17.

*Cystammina pauciloculata* (Brady 1879)

- \*1879 *Trochammina pauciloculata* Brady.
- 1960 *C. pauciloculata* (Brady) -- Barker, Taf. 41, Fig. 1,2.
- 1971 *C. pauciloculata* (Brady) -- Echols, Taf. 2, Fig. 8,9.
- 1981 *C. pauciloculata* (Brady) -- Resig, Taf. 10, Fig. 14.
- 1986 *C. pauciloculata* (Brady) -- Schröder, Taf. 17, Fig. 14,15.

*Eggerella bradyi* (Cushman 1911)

Taf. 1, Fig. 13

- \*1911 *Verneuilina bradyi* Cushman.
- 1960 *E. bradyi* (Cushman) -- Barker, Taf. 47, Fig. 4-7.
- 1979a *E. bradyi* (Cushman) -- Corliss, Taf. 1, Fig. 3,4.
- 1985 *E. bradyi* (Cushman) -- Mead, Taf. 1, Fig. 1.
- 1986 *E. bradyi* (Cushman) -- Schröder, Taf. 22, Fig. 1-6.
- 1990 *E. bradyi* (Cushman) -- Mackensen et al., Taf. 3, Fig. 9,10.

*Eggerelloides scabrus* (Williamson 1858)

- \*1858 *Bulimina scabra* Williamson.
- 1960 *Eggerella scabra* (Williamson) -- Barker, Taf. 47, Fig. 15-17.
- 1974 *Eggerella scabra australis* Collins 1958 -- Lutze, Taf. 4, Fig. 67-71.
- 1992 *E. scabra* (Williamson) -- Schiebel, Taf. 8, Fig. 4.

*Haplophragmoides sphaeriloculus* Cushman 1910

- \*1910 *H. sphaeriloculus* Cushman.
- 1931 *H. sphaerilocula* Cushman -- Wiesner, Taf. 12, Fig. 142.
- 1986 *H. sphaeriloculus* Cushman -- Schröder, Taf. 18, Fig. 5-7.
- 1992 *H. sphaeriloculus* Cushman -- Wollenburg, Taf. 5, Fig. 7,8.
- 1992 *H. sphaeriloculum* Cushman -- Timm, Taf. 3, Fig. 10.

*Hippocrepina cylindrica* Höglund 1947

- \*1947 *H. cylindrica* Höglund -- Höglund, Taf. 5, Fig. 15-18.

*Karriella bradyi* (Cushman 1911)

- \*1911 *Gaudryina bradyi* Cushman.
- 1960 *K. bradyi* (Cushman) -- Barker, Taf. 46, Fig. 1-4.
- 1979a *K. bradyi* (Cushman) -- Corliss, Taf. 1, Fig. 5,6.
- 1986 *K. bradyi* (Cushman) -- Schröder, Taf. 22, Fig. 8,9.

*Lagenammina difflugiformis* (Brady 1879)

- \*1879 *Reophax difflugiformis* Brady.
- 1960 *Reophax difflugiformis* Brady -- Barker, Taf. 30, Fig. 1-4.
- 1990 *Reophax difflugiformis* Brady -- Mackensen et al., Taf. 6, Fig. 9.
- 1992 *Reophax difflugiformis* Brady -- Schiebel, Taf. 8, Fig. 9.
- 1992 *L. difflugiformis* (Brady) -- Wollenburg, Taf. 2, Fig. 3,4.

*Lagenammmina tubulata* (Rhumbler 1931)

- \*1931 *Saccammmina tubulata* Rhumbler.
- 1971 *Saccammmina tubulata* Rhumbler -- Echols, Taf. 1, Fig. 6.
- 1981 *Saccammmina tubulata* Rhumbler -- Resig, Taf. 9, Fig. 5.
- 1986 *L. tubulata* (Rhumbler) -- Schröder, Taf. 10, Fig. 2.

*Nouria atlantica* (Cushman 1947)

- \*1947 *Technitella atlantica* Cushman.
- 1972 *N. atlantica* (Cushman) -- Hofker, Taf. 10, Fig. 1-6.

*Portatrochammmina bipolaris* (Brönnimann & Whittaker 1980)

- 1960 *Trochammmina nana* (Brady) -- Barker, Taf. 35, Fig. 6.
- \*1980a *P. bipolaris* Brönnimann & Whittaker 1980 -- Brönnimann & Whittaker, Fig. 20-31.
- 1992 *P. karika* (Shchedrina 1946) -- Wollenburg, Taf. 7, Fig. 2-4.

*Reophax bilocularis* Flint 1899

Taf. 1, Fig. 3, 4

- \*1899 *R. bilocularis* Flint.
- 1986 *R. bilocularis* Flint -- Schröder, Taf. 14, Fig. 8-13; Taf. 24.
- 1990 *R. bilocularis* Flint -- Mackensen et al., Taf. 6, Fig. 10-12.
- 1992 *R. bilocularis* Flint -- Timm, Taf. 2, Fig. 3.

*Reophax fusiformis* (Williamson 1858)

- \*1858 *Proteonina fusiformis* Williamson.
- 1960 *R. fusiformis* (Williamson) -- Barker, Taf. 30, Fig. 7-11.
- 1986 *R. fusiformis* (Williamson) -- Schröder, Taf. 15, Fig. 9.

*Reophax micaceus* Earland 1934

- \*1934 *R. micaceus* Earland.
- 1990 *R. fusiformis* (Williamson 1858) -- Mackensen et al., Taf. 6, Fig. 6.
- 1992 *R. micaceus* Earland -- Schiebel, Taf. 8, Fig. 7.
- 1992 *R. micaceus* Earland -- Timm, Taf. 2, Fig. 6.

*Reophax pilulifer* Brady 1884

- \*1884 *R. pilulifer* Brady.
- 1960 *R. pilulifer* Brady -- Barker, Taf. 30, Fig. 18-20.
- 1971 *R. pilulifer* Brady -- Herb, Taf. 10, Fig. 3-5.
- 1986 *R. pilulifer* Brady -- Schröder, Taf. 15, Fig. 1-5.
- 1990 *R. pilulifer* Brady -- Mackensen et al., Taf. 6, Fig. 1,2,4.

*Reophax scorpiurus* Montfort 1808

- \*1808 *R. scorpiurus* Montfort.
- 1960 *R. scorpiurus* Montfort -- Barker, Taf. 30, Fig. 15-17.
- 1980 *R. scorpiurus* Montfort -- Boltovskoy et al., Taf. 30, Fig. 8-10.
- 1980b *R. scorpiurus* Montfort -- Brönnimann & Whittaker, Fig. 1-7,12,17.
- 1981 *R. scorpiurus* Montfort -- Resig, Taf. 9, Fig. 14.
- 1986 *R. scorpiurus* Montfort -- Schröder, Taf. 14, Fig. 1-5; Taf. 23.

*Sigmoilopsis schlumbergeri* (Silvestri 1904)

Taf. 1, Fig. 11

- \*1904 *Sigmoilina schlumbergeri* Silvestri.
- 1960 *S. schlumbergeri* (Silvestri) -- Barker, Taf. 8, Fig. 1-4.
- 1980 *S. schlumbergeri* (Silvestri) -- Haake, Taf. 2, Fig. 6.
- 1986 *S. schlumbergeri* (Silvestri) -- Schröder, Taf. 21, Fig. 9.
- 1986 *S. schlumbergeri* (Silvestri) -- Van Morkhoven et al., Taf. 18, Fig. 1.

*Siphotextularia catenata* (Cushman 1911)

Taf. 1, Fig. 6

- \*1911 *Textularia catenata* Cushman.
- 1951 *S. rolshauseni* Phleger & Parker -- Phleger & Parker, Taf. 1, Fig. 23,24.
- 1953 *S. rolshauseni* Phleger & Parker -- Phleger et al., Taf. 5, Fig. 7.
- 1979a *S. catenata* (Cushman) -- Corliss, Taf. 1, Fig. 1,2.

*Siphotextularia flintii* (Cushman 1911)

- \*1911 *Textularia flintii* Cushman.
- 1953 *S. curta* (Cushman 1922) -- Phleger et al., Taf. 5, Fig. 5,6.
- 1978 *Textularia flintii* Cushman -- Boltovskoy, Taf. 7, Fig. 29.
- 1992 *S. caroliniana* (Cushman 1922) -- Schiebel, Taf. 6, Fig. 16.

*Sorosphaera consociata* (Rhumbler 1931)

- \*1931 *Psammophax consociata* Rhumbler -- Wiesner, Taf. 4, Abb. 38-40; Taf. 5, Fig. 41-44.
- 1986 *S. consociata* (Rhumbler) -- Schröder, Taf. 10, Fig. 3.
- 1992 *S. consociata* (Rhumbler) -- Wollenburg, Taf. 2, Fig. 2.

*Tritaxis conica* (Parker & Jones 1865)

- \*1865 *Valvulina triangularis* d'Orbigny var. *conica* Parker & Jones.
- 1960 *T. conica* (Parker & Jones) -- Barker, Taf. 49, Fig. 15,16.
- 1992 *T. conica* (Parker & Jones) -- Schiebel, Taf. 7, Fig. 6.

*Trochammina globigeriniformis* Parker & Jones 1865

- \*1865 *T. globigeriniformis* Parker & Jones.
- 1960 *T. globigeriniformis* Parker & Jones -- Uchio, Taf. 5, Fig. 21,22.
- 1980 *T. globigeriniformis* Parker & Jones -- Haake, Taf. 1, Fig. 18.
- 1986 *T. cf. globigeriniformis* Parker & Jones -- Schröder, Taf. 19, Fig. 5-8.

*Verneuilina arctica* (Höglund 1947)

- \*1947 *Eggerella arctica* Höglund.
- 1980 *Eggerella arctica* Höglund -- Haake, Taf. 1, Fig. 20.
- 1992 *Eggerelloides arctica* (Höglund) -- Schiebel, Taf. 8, Fig. 2.
- 1992 *Eggerelloides arctica* (Höglund) -- Timm, Taf. 3, Fig. 6.

Unterordnung **MILIOLINA** Delage & Hérouard 1896

*Cornuspira involvens* (Reuss 1850)

- \*1850 *Operculina involvens* Reuss.
- 1931 *C. involvens* (Reuss) -- Wiesner, Taf. 14, Fig. 161,162.
- 1960 *C. involvens* (Reuss) -- Barker, Taf. 11, Fig. 1-3.

*Pyrgo murrhina* (Schwager 1866)

Taf. 1, Fig. 15

- \*1866 *Biloculina murrhina* Schwager.
- 1953 *P. murrhina* (Schwager) -- Phleger et al., Taf. 5, Fig. 22-24.
- 1960 *P. murrhina* (Schwager) -- Barker, Taf. 2, Fig. 10,11,15.
- 1979a *P. murrhina* (Schwager) -- Corliss, Taf. 1, Fig. 15-18.
- 1980 *P. murrhina* (Schwager) -- Haake, Taf. 2, Fig. 5.
- 1989 *P. murrhina* (Schwager) -- Van Leeuwen, Taf. 18, Fig. 9-12.

*Quinqueloculina pygmaea* Reuss 1850

- \*1850 *Q. pygmaea* Reuss.
- 1978 *Q. cf. pygmaea* Reuss -- Boltovskoy, Taf. 6, Fig. 34-36.

*Quinqueloculina weaveri* Rau 1948

Taf. 1, Fig. 14

- \*1948 *Q. weaveri* Rau.
- 1953 *Q. cf. weaveri* Rau -- Phleger et al., Taf. 5, Fig. 13,14.
- 1978 *Q. weaveri* Rau -- Boltovskoy, Taf. 6, Fig. 37.
- 1979a *Q. cf. weaveri* Rau -- Corliss, Taf. 1, Fig. 12-14.
- 1980 *Q. sp.* -- Haake, Taf. 2, Fig. 4.

*Quinqueloculina venusta* Karrer 1868

Taf. 1, Fig. 16, 17

- \*1868 *Q. venusta* Karrer.
- 1953 *Q. venusta* Karrer -- Phleger et al., Taf. 5, Fig. 11,12.
- 1978 *Q. venusta* Karrer -- Boltovskoy, Taf. 6, Fig. 32,33.
- 1978a *Q. venusta* Karrer -- Lohmann, Taf. 4, Fig. 8-9.
- 1979a *Q. venusta* Karrer -- Corliss, Taf. 1, Fig. 9-11.
- 1981 *Q. venusta* Karrer -- Resig, Taf. 5, Fig. 6-8.

*Triloculina tricarinata* d'Orbigny 1826

- \*1826 *T. tricarinata* d'Orbigny.
- 1953 *T. tricarinata* d'Orbigny -- Phleger et al., Taf. 5, Fig. 21.
- 1960 *T. tricarinata* d'Orbigny -- Barker, Taf. 3, Fig. 17.
- 1992 *T. trihedra* Loeblich & Tappan 1950 -- Wollenburg, Taf. 11, Fig. 4.

Unterordnung **ROBERTININA** Loeblich & Tappan 1984

*Hoeglundina elegans* (d'Orbigny 1826)

- \*1826 *Rotalia (Turbinulina) elegans* d'Orbigny.
- 1978a *H. elegans* (d'Orbigny) -- Lohmann, Taf. 4, Fig. 10-12.
- 1980 *H. elegans* (d'Orbigny) -- Haake, Taf. 3, Fig. 25.
- 1986 *H. elegans* (d'Orbigny) -- Van Morkhoven et al., Taf. 29, Fig. 1,2.
- 1989 *H. elegans* (d'Orbigny) -- Van Leeuwen, Taf. 8, Fig. 12.
- 1993a *H. elegans* (d'Orbigny) -- Mackensen et al., Taf. 1, Fig. 9,10.

Unterordnung **RODALIINA** Delage & Hérouard 1896

*Ammonia beccarii* (Linné 1758)

Taf. 3, Fig. 13, 14

- \*1758 *Nautilus beccarii* Linné.
- 1960 *Streblus beccarii* (Linné) var. *koeboeensis* (LeRoy 1939) -- Barker, Taf. 107, Fig. 2.
- 1980 *A. beccarii* (Linné) -- Boltovskoy et al., Taf. 1, Fig. 4-7.

*Angulogerina elongatastriata* Colom 1952

- \*1952 *Angulogerina elongatastriata* Colom.
- 1980 *T. elongatastriata* (Colom 1952) -- Haake, Taf. 2, Fig. 35.
- 1992 *Uvigerina elongatastriata* (Colom 1952) -- Schiebel, Taf. 3, Fig. 5.

*Anomalinoides globulosus* (Chapman & Parr 1937)

Taf. 6, Fig. 9, 10

- \*1937 *Anomalina globulosa* Chapman & Parr.
- 1978a *A. sp.* -- Lohmann, Taf. 2, Fig. 13-15.
- 1981 *Anomalina globulosa* Chapman & Parr -- Resig, Taf. 8, Fig. 1-18.
- 1986 *A. globulosus* (Chapman & Parr) -- Van Morkhoven et al., Taf. 9, Fig. 1-3.

*Astrononion antarcticum* Parr 1950

- \*1950 *A. antarcticum* Parr.
- 1985 *A. antarcticum* Parr -- Mead, Taf. 4, Fig. 1,2.

*Astrononion echolsi* Kennett 1967

Taf. 6, Fig. 7, 8

- \*1967 *A. echolsi* Kennett.
- 1979a *A. echolsi* Kennett -- Corliss, Taf. 3, Fig. 16,17.
- 1985 *A. echolsi* Kennett -- Mead, Taf. 4, Fig. 3,4.
- 1989 *A. sp.*, Van Leeuwen, Taf. 7, Fig. 4,5.
- 1992 *A. echolsi* Kennett -- Timm, Taf. 6, Fig. 7.

*Bolivina dilatata* Reuss 1850

Taf. 2, Fig. 1

- \*1850 *B. dilatata* Reuss.
- 1960 *B. spathulata* (Williamson 1858) -- Barker, Taf. 52, Fig. 20,21.
- 1974 *B. spathulata* (Williamson 1858) -- Lutze, Taf. 5, Fig. 83-85.
- 1992 *B. dilatata* Reuss -- Schiebel, Taf. 1, Fig. 4 a.
- 1992 *B. spathulata* (Williamson 1858) -- Schiebel, Taf. 1, Fig. 4 b.
- 1992 *B. dilatata* Reuss -- Timm, Taf. 5, Fig. 4.

*Bolivina pacifica* Cushman & McCulloch 1942

Taf. 2, Fig. 2

- \*1942 *B. acerosa* Cushman var. *pacifica* Cushman & McCulloch.
- 1960 *B. pacifica* Cushman & McCulloch -- Uchio, Taf. 7, Fig. 2.
- 1974 *B. pacifica* Cushman & McCulloch -- Lutze, Taf. 5, Fig. 78-80.
- 1992 *B. pacifica* Cushman & McCulloch -- Schiebel, Taf. 1, Fig. 6 b,c.
- 1992 *B. pacifica* Cushman & McCulloch -- Timm, Taf. 5, Fig. 5.

*Bolivina pseudopunctata* Höglund 1947

Taf. 2, Fig. 3

- \*1947 *B. pseudopunctata* Höglund -- Höglund, Taf. 24, Fig. 5.
- 1953 *B. pseudopunctata* Höglund -- Phleger et al., Taf. 7, Fig. 20,21.

*Bolivina subspinescens* Cushman 1922

- \*1922 *B. subspinescens* Cushman.
- 1951 *B. subspinescens* Cushman -- Phleger & Parker, Taf. 7, Fig. 11,12.
- 1978 *B. subspinescens* Cushman -- Boltovskoy, Taf. 1, Fig. 29.
- 1992 *B. subspinescens* Cushman -- Schiebel, Taf. 1, Fig. 7.
- 1992 *B. subspinescens* Cushman -- Timm, Taf. 5, Fig. 6.



*Bolivinita pseudothalmanni* (Renz 1948)

Taf. 2, Fig. 8, 9

\*1948 *B. thalmanni* Renz.

1978 *Bolivina* cf. *thalmanni* Renz -- Boltovskoy, Taf. 1, Fig. 24-27.

1988 *Abditodentrix pseudothalmanni* (Boltovskoy & Guissani de Kahn 1981) -- Loeblich & Tappan, Taf. 554, Fig. 1-5.

1989 *Bolivinita pseudothalmanni* (Renz) -- Boltovskoy & Boltovskoy, Taf. 1, Fig. 22,23.

*Bulimina aculeata* d'Orbigny 1826

Taf. 2, Fig. 11

\*1826 *B. aculeata* d'Orbigny.

1985 *B. aculeata* d'Orbigny -- Mead, Taf. 1, Fig. 4.

1986 *B. aculeata* d'Orbigny -- Van Morkhoven et al., Taf. 7, Fig. 1-3.

1989 *B. aculeata* d'Orbigny -- Van Leeuwen, Taf. 7, Fig. 7-9.

1990 *B. aculeata* d'Orbigny -- Mackensen et al., Taf. 2, Fig. 1-3.

1993a *B. aculeata* d'Orbigny -- Mackensen et al., Taf. 1, Fig. 3-4.

*Bulimina alazanensis* Cushman 1927

Taf. 2, Fig. 7

\*1927 *B. alazanensis* Cushman.

1953 *B. alazanensis* Cushman -- Phleger et al., Taf. 6, Fig. 23.

1978 *B. rostrata* Brady 1884 -- Boltovskoy, Taf. 2, Fig. 4-7.

1985 *B. rostrata* Brady 1884 -- Mead, Taf. 1, Fig. 3,5,6.

1989 *B. rostrata* Brady 1884 -- Van Leeuwen, Taf. 8, Fig. 1.

1992 *B. alazanensis* Cushman -- Timm, Taf. 5, Fig. 12.

*Bulimina costata* d'Orbigny 1826

Taf. 2, Fig. 12

\*1826 *B. costata* d'Orbigny.

1951 *B. spicata* Phleger & Parker 1951 -- Phleger & Parker, Taf. 7, Fig. 25,30.

1960 *B. costata* d'Orbigny -- Barker, Taf. 51, Fig. 11,13.

1980 *B. costata* d'Orbigny -- Haake, Taf. 2, Fig. 19,20.

1981 *B. striata* d'Orbigny var. *mexicana* Cushman 1922 -- Resig, Taf. 1, Fig. 12.

1989 *B. costata* d'Orbigny -- Van Leeuwen, Taf. 8, Fig. 2,3.

1992 *B. striata* d'Orbigny 1826 -- Schiebel, Taf. 2, Fig. 6 a,b.

Bemerkungen: *B. costata* und *B. mexicana* wurden in der statistischen Auswertung zusammengefaßt, da zwischen beiden Arten fließende Übergänge festgestellt werden konnten.

*Bulimina exilis* Brady 1884

Taf. 2, Fig. 6

\*1884 *B. elegans* d'Orbigny var. *exilis* Brady.

1953 *B. exilis* Brady -- Phleger et al., Taf. 6, Fig. 24.

1960 *B. exilis* Brady -- Barker, Taf. 50, Fig. 5,6.

1980 *B. exilis* Brady -- Haake, Taf. 2, Fig. 23.

1986 *B. exilis* Brady -- Van Morkhoven et al., Taf. 4, Fig. 1,2.

1989b *B. exilis* Brady -- Caralp, Fig. 3.1,3.2.

*Bulimina gibba* Fornasini 1902

\*1902 *B. gibba* Fornasini.

1960 *B. gibba* Fornasini -- Barker, Taf. 50, Fig. 1-4.

1980 *B. gibba* Fornasini -- Boltovskoy et al., Taf. 5, Fig. 7-9.

1980 *B. gibba* Fornasini -- Haake, Taf. 2, Fig. 15,16.

1989 *B. gibba* Fornasini -- Van Leeuwen, Taf. 7, Fig. 6.

*Bulimina marginata* d'Orbigny 1826

Taf. 2, Fig. 10

- \*1826 *B. marginata* d'Orbigny.
- 1953 *B. marginata* d'Orbigny -- Phleger et al., Taf. 6, Fig. 25,26.
- 1960 *B. marginata* d'Orbigny -- Barker, Taf. 51, Fig. 3-5.
- 1986 *B. marginata* d'Orbigny -- Van Morkhoven et al., Taf. 2, Fig. 1.
- 1989 *B. marginata* d'Orbigny -- Van Leeuwen, Taf. 8, Fig. 6.
- 1992 *B. marginata* d'Orbigny -- Schiebel, Taf. 2, Fig. 2.

*Bulimina mexicana* Cushman 1922

Taf. 2, Fig. 13

- \*1922 *B. inflata* Seguenza var. *mexicana* Cushman.
- 1953 *B. mexicana* Cushman -- Phleger et al., Taf. 6, Fig. 27.
- 1960 *B. striata* d'Orbigny var. *mexicana* Cushman 1922 -- Barker, Taf. 51, Fig. 10,12.
- 1960 *B. mexicana* Cushman -- Uchio, Taf. 6, Fig. 4.
- 1978 *B. inflata* Seguenza 1862 -- Boltovskoy, Taf. 1, Fig. 36,37.
- 1986 *B. mexicana* Cushman 1922 -- Van Morkhoven et al., Taf. 19, Fig. 1-4.
- 1989 *B. inflata* Seguenza 1862 -- Van Leeuwen, Taf. 8, Fig. 4.
- 1992 *B. striata mexicana* Cushman 1922 -- Schiebel, Taf. 2, Fig. 6 c.
- 1992 *B. inflata* Seguenza 1862 -- Timm, Taf. 5, Fig. 10.

Bemerkungen: siehe *B. costata*.

*Cancris oblongus* (Williamson 1858)

Taf. 4, Fig. 1, 2

- \*1858 *Rotalina oblonga* Williamson 1858.
- 1951 *C. oblonga* (Williamson) -- Phleger & Parker, Taf. 9, Fig. 17-19.
- 1953 *C. cf. oblonga* (Williamson) -- Phleger et al., Taf. 9, Fig. 26,27.
- 1960 *C. oblongus* (Williamson) -- Barker, Taf. 106, Fig. 4,5.
- 1974 *C. auriculus* (Fichtel & Moll 1798) -- Lutze, Taf. 6, Fig. 108,109.
- 1980 *C. auriculus* (Fichtel & Moll 1798) -- Haake, Taf. 3, Fig. 2.
- 1992 *C. auriculus* (Fichtel & Moll 1798) -- Schiebel, Taf. 4, Fig. 12.

*Cassidulina laevigata* d'Orbigny 1826

Taf. 6, Fig. 11, 12

- \*1826 *C. laevigata* d'Orbigny.
- 1960 *C. carinata* Silvestri 1896 -- Barker, Taf. 54, Fig. 2,3.
- 1985 *C. carinata* Silvestri 1896 -- Mead, Taf. 3, Fig. 1-3.
- 1988 *C. laevigata* d'Orbigny -- Mackensen & Hald, Taf. 1, Fig. 1-7.
- 1989 *C. carinata* Silvestri 1896 -- Van Leeuwen, Taf. 8, Fig. 8.
- 1992 *C. laevigata* d'Orbigny -- Schiebel, Taf. 2, Fig. 11.

Bemerkungen: Die beiden eng verwandten Arten *C. carinata* und *C. laevigata* wurden in dieser Arbeit unter *C. laevigata* zusammengefaßt.

*Cassidulina reniforme* Nørvang 1945

Taf. 6, Fig. 13,14

- \*1945 *C. crassa* d'Orbigny var. *reniforme* Nørvang.
- 1974 *C. minuta* Cushman 1933 -- Lutze, Taf. 10, Fig. 147, 148.
- 1980 *C. minuta* Cushman 1933 -- Boltovskoy et al., Taf. 7, Fig. 7-11.
- 1980 *C. reniforme* Nørvang -- Sejrup & Guilbault, Abb. 2 f-k.
- 1987 *C. reniforme* Nørvang -- Mackensen, Abb. 10 d.
- 1989 ? *C. crassa minima* Boltovskoy 1959 -- Van Leeuwen, Taf. 8, Fig. 9,10.
- 1992 *C. minuta* Cushman 1933 -- Schiebel, Taf. 2, Fig. 12.

*Cassidulina teretis* Tappan 1951

- \*1951 *C. teretis* Tappan.
- 1960 *C. teretis* Tappan -- Barker, Taf. 54, Fig. 1.
- 1988 *C. teretis* Tappan -- Mackensen & Hald, Taf. 1, Fig. 8-15.
- 1993a *C. teretis* Tappan -- Mackensen et al., Taf. 1, Fig. 5,6.

*Cassidulinoides bradyi* (Norman 1881)

Taf. 6, Fig. 15

- \*1881 *Cassidulina bradyi* Norman.
- 1960 *C. bradyi* (Norman) -- Barker, Taf. 54, Fig. 6-9.

*Chilostomella oolina* Schwager 1878

- \*1878 *C. oolina* Schwager.
- 1953 *C. oolina* Schwager -- Phleger et al., Taf. 10, Fig. 18.
- 1960 *C. oolina* Schwager -- Barker, Taf. 55, Fig. 12-14,17,18.
- 1992 *C. ovoidea* Reuss 1850 -- Timm, Taf. 6, Fig. 13.

*Cibicides lobatulus* (Walker & Jacob 1798)

- \*1798 *Nautilus lobatulus* Walker & Jacob.
- 1953 *C. lobatulus* (Walker & Jacob) -- Phleger et al., Taf. 11, Fig. 9,14.
- 1980 *C. lobatulus* (Walker & Jacob) -- Boltovskoy et al., Taf. 9, Fig. 1-4.
- 1988 *Lobatula lobatula* (Walker & Jacob) -- Loeblich & Tappan, Taf. 637, Fig. 10-13.
- 1992 *Lobatula lobatulus* (Walker & Jacob) -- Wollenburg, Taf. 19, Fig. 3.

*Cibicidoides* cf. *robertsonianus* (Brady 1881)

- \*1881 *Planorbulina robertsoniana* Brady.
- 1953 *Cibicides robertsonianus* (Brady) -- Phleger et al., Taf. 11, Fig. 17.
- 1960 *Cibicides robertsonianus* (Brady) -- Barker, Taf. 95, Fig. 4.
- 1980 *Cibicides bradyi* (Trauth 1918) -- Haake, Taf. 3, Fig. 12.
- 1985 *C. bradyi* (Trauth 1918) -- Mead, Taf. 7, Fig. 1,2.
- 1986 *C. robertsonianus* (Brady) -- Van Morkhoven et al., Taf. 11, Fig. 1.
- 1989 *C. cf. robertsonianus* (Brady) -- Van Leeuwen, Taf. 9, Fig. 4-6.

*Cibicidoides kullenbergi* (Parker 1953) s.l.

Taf. 4, Fig. 5, 6

- \*1953 *Cibicides kullenbergi* Parker -- Phleger et al., Taf. 11, Fig. 7,8.
- 1978a *C. kullenbergi* (Parker) -- Lohmann, Taf. 2, Fig. 5-7.
- 1979a *C. kullenbergi* (Parker) -- Corliss, Taf. 3, Fig. 4-6.
- 1981 *Cibicides mundulus* (Brady, Parker & Jones 1888) -- Resig, Taf. 8, Fig. 15,16.
- 1989 *Cibicides kullenbergi* Parker -- Van Leeuwen, Taf. 9, Fig. 1-3.

*Cibicidoides pseudoungerianus* (Cushman 1922)

- \*1922 *Truncatulina pseudoungeriana* Cushman.
- 1960 *Cibicides pseudoungerianus* (Cushman) -- Barker, Taf. 94, Fig. 9.
- 1980 *Cibicides pseudoungerianus* (Cushman) -- Haake, Taf. 3, Fig. 11.
- 1992 *C. pseudoungerianus* (Cushman) -- Timm, Taf. 7, Fig. 4.

*Cibicidoides* sp. 1

- 1951 *Planulina exorna* Phleger & Parker 1951 -- Phleger & Parker, Taf. 18, Fig. 5-8.
- 1953 *Cibicides* sp. -- Phleger et al., Taf. 11, Fig. 18,22.
- 1978a *Cibicidoides* sp. -- Lohmann, Taf. 3, Fig. 13,14.

*Ehrenbergina trigona* Goes 1896

- \*1896 *Ehrenbergina serrata* Reuss var. *trigona* Goes.
- 1960 *E. trigona* Goes -- Barker, Taf. 55, Fig. 2,3,5.
- 1978a *E. sp.* -- Lohmann, Taf. 3, Fig. 15,16.
- 1979a *E. trigona* Goes -- Corliss, Taf. 3, Fig. 10,11.
- 1985 *E. trigona* Goes -- Mead, Taf. 3, Fig. 4-7.
- 1993a *E. trigona* Goes -- Mackensen et al., Taf. 1, Fig. 7,8.

*Elphidium advenum* (Cushman 1922)

- \*1922 *Polystomella advena* Cushman.
- 1953 *E. advenum* (Cushman) -- Phleger et al., Taf. 6, Fig. 15.
- 1960 *E. advena* (Cushman) -- Barker, Taf. 110, Fig. 1.
- 1974 *E. advenum* (Cushman) -- Lutze, Taf. 8, Fig. 119-121.
- 1992 *E. advenum* (Cushman) -- Schiebel, Taf. 5, Fig. 15.

*Epistominella exigua* (Brady 1884)

Taf. 5, Fig. 7-9

- \*1884 *Pulvinulina exigua* Brady.
- 1979a *E. exigua* (Brady) -- Corliss, Taf. 2, Fig. 10-12.
- 1985 *E. exigua* (Brady) -- Mead, Taf. 2, Fig. 1-4.
- 1989 *E. exigua* (Brady) -- Van Leeuwen, Taf. 11, Fig. 1-6.
- 1990 *E. exigua* (Brady) -- Mackensen et al., Taf. 7, Fig. 1,2.
- 1992 *E. exigua* (Brady) -- Timm, Taf. 7, Fig. 6.

*Epistominella smithi* (Stewart & Stewart 1930)

Taf. 5, Fig. 4-6

- \*1930 *Pulvinulinella smithi* Stewart & Stewart.
- 1980 *E. smithi* (Stewart & Stewart) -- Haake, Taf. 3, Fig. 1.
- 1981 *E. smithi* (Stewart & Stewart) -- Resig, Taf. 3, Fig. 7,8.

*Eponides pusillus* Parr 1950

- \*1950 *E. pusillus* Parr.
- 1953 *E. pusillus* Parr -- Phleger et al, Taf. 9, Fig. 5,6.
- 1989 *Nuttallides pusillus pusillus* (Parr) -- Van Leeuwen, Taf. 14, Fig. 4-12.
- 1992 *Epistominella pusilla* (Parr) -- Timm, Taf. 7, Fig. 9.

*Fontbotia wuellerstorfi* (Schwager 1866) s.l.

Taf. 4, Fig. 7-9

- \*1866 *Anomalina wuellerstorfi* Schwager.
- 1979a *Planulina wuellerstorfi* Schwager -- Corliss, Taf. 2, Fig. 13-16.
- 1986 *Planulina wuellerstorfi* Schwager -- Van Morkhoven et al., Taf. 14, Fig. 1,2.
- 1988 *F. wuellerstorfi* (Schwager) -- Loeblich & Tappan, Taf. 634, Fig. 10-12; Taf. 635, Fig. 1-3.
- 1989 *Cibicides wuellerstorfi* (Schwager) -- Sen Gupta, Fig. 1-3.
- 1989 *Cibicides wuellerstorfi* (Schwager) -- Van Leeuwen, Taf. 10, Fig. 1-9.
- 1993a *Cibicidoides wuellerstorfi* (Schwager) -- Mackensen et al., Taf. 2, Fig. 4,5.

*Fursenkoina bradyi* (Cushman 1922)

Taf. 2, Fig. 5

- \*1922 *Virgulina bradyi* Cushman.
- 1953 *Virgulina bradyi* Cushman -- Phleger et al., Taf. 7, Fig. 4,5.
- 1960 *Virgulina bradyi* Cushman -- Barker, Taf. 51, Fig. 9.
- 1989 *F. bradyi* (Cushman) -- Van Leeuwen, Taf. 11, Fig. 10.

*Fursenkoina mexicana* (Cushman 1922) Taf. 2, Fig. 14, 15

- \*1922 *Virgulina mexicana* Cushman.
- 1951 *Virgulina mexicana* Cushman -- Phleger & Parker, Taf. 9, Fig. 6-8.
- 1953 *Virgulina mexicana* Cushman -- Phleger et al., Taf. 7, Fig. 6,7.
- 1960 *Virgulina rotundata* Parr 1950 -- Barker, Taf. 51, Fig. 10,11.
- 1980 *Fursenkoina mexicana* (Cushman) -- Haake, Taf. 3, Fig. 15.
- 1992 *Rutherfordoides mexicana* (Cushman) -- Timm, Taf. 5, Fig. 14.

*Gavellinopsis translucens* (Phleger & Parker 1951) Taf. 6, Fig. 17, 18

- \*1951 "*Rotalia*" *translucens* Phleger & Parker.
- 1953 "*Rotalia*" *translucens* Phleger & Parker -- Phleger et al., Taf. 9, Fig. 22,23.
- 1992 *G. translucens* (Phleger & Parker) -- Schiebel, Taf. 4, Fig. 5.
- 1992 *G. translucens* (Phleger & Parker) -- Timm, Taf. 7, Fig. 12.

*Globobulimina turgida* (Bailey 1851) Taf. 2, Fig. 16, 17

- \*1851 *Bulimina turgida* Bailey.
- 1953 *G. cf. turgida* (Bailey) -- Phleger et al., Taf. 6, Fig. 33,34.
- 1980 *G. turgida* (Bailey) -- Haake, Taf. 2, Fig. 24-26.

*Globocassidulina rossensis* Kennett 1967

- \*1967 *Globocassidulina crassa* (d'Orbigny) var. *rossensis* Kennett.
- 1980 *Cassidulina rossensis* Kennett -- Boltovskoy et al., Taf. 7, Fig. 15-17.
- 1992 *Cassidulina crassa* d'Orbigny 1839 -- Schiebel, Taf. 2, Fig. 13.
- 1992 *Cassidulina crassa* d'Orbigny 1839 -- Timm, Taf. 6, Fig. 16.
- 1993a *G. rossensis* Kennett -- Mackensen et al., Taf. 2, Fig. 7, 8.

*Globocassidulina subglobosa* (Brady 1881) Taf. 6, Fig. 16

- \*1881 *Cassidulina subglobosa* Brady.
- 1979b *G. subglobosa* (Brady) -- Corliss, Taf. 1.
- 1980 *Cassidulina subglobosa* Brady -- Boltovskoy et al., Taf. 7, Fig. 18-20.
- 1985 *G. subglobosa* (Brady) -- Mead, Taf. 3, Fig. 8.
- 1989 *G. subglobosa* (Brady) -- Van Leeuwen, Taf. 8, Fig. 11.
- 1993a *G. subglobosa* (Brady) -- Mackensen et al., Taf. 2, Fig. 9.

*Gyroidinoides polius* (Phleger & Parker 1951) Taf. 4, Fig. 14-16

- \*1951 *Eponides polius* Phleger & Parker.
- 1953 *Eponides polius* Phleger & Parker -- Phleger et al., Taf. 9, Fig. 3,4.
- 1985 *G. polius* (Phleger & Parker) -- Mead, Taf. 5, Fig. 4-7.
- 1989 *Gyroidina polia* (Phleger & Parker) -- Van Leeuwen, Taf. 12, Fig. 4-6.

*Gyroidinoides soldanii* (d'Orbigny 1826) s.l. Taf. 4, Fig. 10-13

- \*1826 *Gyroidina soldanii* d'Orbigny.
- 1960 *Gyroidina neosoldanii* Brotzen 1936 -- Barker, Taf. 107, Fig. 6,7.
- 1978 *Gyroidina soldanii* (d'Orbigny) -- Boltovskoy, Taf. 4, Fig. 18,19.
- 1978a *G. soldanii* (d'Orbigny) -- Lohmann, Taf. 1, Fig. 1-3.
- 1978a *G. neosoldanii* (Brotzen 1936) -- Lohmann, Taf. 1, Fig. 4-9.
- 1979a *G. soldanii* (d'Orbigny) -- Corliss, Taf. 5, Fig. 4-6.
- 1989 *Gyroidina cf. altiformis* Stewart & Stewart 1930 -- Van Leeuwen, Taf. 12, Fig. 1-3.

## 9 Taxonomie und Fototafeln

---

Bemerkungen: Die Artbezeichnung *G. soldanii* wird hier sehr weit gefaßt und schließt dabei *G. neosoldanii* und *G. altiformis* mit ein, zumal eine klare Trennung dieser Arten auch aus der Literatur nicht zu entnehmen war.

### *Gyroidinoides umbonatus* (Silvestri 1898)

Taf. 4, Fig. 17, 18

- \*1898 *Rotalia soldanii* d'Orbigny var. *umbonata* Silvestri.
- 1978 *Gyroidina umbonata* (Silvestri) -- Boltovskoy, Taf. 4, Fig. 21.
- 1980 *Gyroidina umbonata* (Silvestri) -- Haake, Taf. 3, Fig. 22.
- 1989 *Gyroidina* sp. -- Van Leeuwen, Taf. 12, Fig. 7-9.
- 1992 *Gyroidina umbonata* (Silvestri) -- Schiebel, Taf. 4, Fig. 8.
- 1992 *Gyroidinoides* ? cf. *perlucida* (Heron-Allen & Earland 1913) -- Timm, Taf. 7, Fig. 7.

### *Ioanella tumidula* (Brady, 1884)

- \*1884 *Truncatulina tumidula* Brady.
- 1953 *Eponides tumidulus* (Brady) -- Phleger et al., Taf. 9, Fig. 7,8.
- 1971 *Eponides tumidulus* (Brady) -- Echols, Taf. 14, Fig. 2.
- 1981 *Eponides tumidulus* (Brady) -- Resig, Taf. 7, Fig. 1-3.
- 1989 *Eponides tumidulus* (Brady) -- Van Leeuwen, Taf. 11, Fig. 7-9.
- 1992 *Eponides* ? *tumidulus* (Brady) -- Timm, Taf. 7, Fig. 5.

### *Laticarinina pauperata* (Parker & Jones 1865)

- \*1865 *Pulvinulina repanda* (Fichtel & Moll) var. *menardii* (d'Orbigny) subvar. *pauperata* Parker & Jones.
- 1953 *L. pauperata* (Parker & Jones) -- Phleger et al., Taf. 11, Fig. 5,6.
- 1985 *L. pauperata* (Parker & Jones) -- Mead, Taf. 2, Fig. 5.
- 1986 *L. pauperata* (Parker & Jones) -- Van Morkhoven et al., Taf. 26, Fig. 1.
- 1990 *L. pauperata* (Parker & Jones) -- Mackensen et al., Taf. 7, Fig. 3.

### *Melonis barleeaanum* (Williamson 1858)

Taf. 3, Fig. 9, 10

- \*1858 *Nonionina barleeana* Williamson.
- 1980 *M. barleeaanus* (Williamson) -- Haake, Taf. 3, Fig. 23.
- 1989a *M. barleeaanum* (Williamson) -- Caralp, Taf. 1, Fig. 1-16; Taf. 2, Fig. 1-18; Taf. 3, Fig. 1-14.
- 1989b *M. barleeaanum* (Williamson) -- Caralp, Fig. 3.3,3.4.
- 1989 *M. barleeaanus* (Williamson) -- Van Leeuwen, Taf. 13, Fig. 1,2.
- 1992 *M. barleeaanum* (Williamson) -- Timm, Taf. 6, Fig. 6.

Bemerkungen: *M. zaandamae* und *M. barleeaanum*, deren Endglieder sich deutlich unterscheiden, zeigen im Untersuchungsmaterial jedoch auch alle Übergangsformen. Daher wurden sie in der statistischen Auswertung zusammengefaßt.

### *Melonis pompilioides* (Fichtel & Moll 1798)

Taf. 3, Fig. 7, 8

- \*1798 *Nautilus pompilioides* Fichtel & Moll.
- 1986 *M. pompilioides* (Fichtel & Moll) -- Van Morkhoven et al., Taf. 23A, Fig. 1.
- 1986 *M. soldanii* (d'Orbigny 1846) -- Van Morkhoven et al., Taf. 23B, Fig. 1,2.
- 1986 *M. pompilioides* (Fichtel & Moll) forma *sphaeroides* Voloshinova 1958 -- Van Morkhoven et al., Taf. 23 C-D, jew. Fig. 1.
- 1989 *M. sphaeroides* Voloshinova 1958 -- Van Leeuwen, Taf. 13, Fig. 7,8.
- 1993a *M. pompilioides* (Fichtel & Moll) -- Mackensen et al., Taf. 3, Fig. 6,7.

### *Melonis zaandamae* (Van Voorthuysen 1952)

Taf. 3, Fig. 11, 12

- \*1952 *Anomalinoidea barleeaanum* (Williamson) var. *zaandamae* Van Voorthuysen.
- 1964 *M. zaandami* (Van Voorthuysen) -- Loeblich & Tappan, Taf. 627, Fig. 2,3.

- 1985 *M. cf. soldanii* (d'Orbigny 1846) -- Mead, Taf. 7, Fig. 5.  
 1989 *M. formosus* (Seguenza 1880) -- Van Leeuwen, Taf. 13, Fig. 3,4.  
 1989 *M. sphaeroides* Voloshinova 1958 -- Van Leeuwen, Taf. 13, Fig. 5,6.  
 1993a *M. zaandamae* (Van Voorthuysen) -- Mackensen et al., Taf. 3, Fig. 4,5.

Bemerkungen: siehe *M. barleeaanum*.

*Nonion asterizans* (Fichtel & Moll 1798)

- \*1798 *Nautilus asterizans* Fichtel & Moll.  
 1953 *N. asterizans* (Fichtel & Moll) -- Phleger et al., Taf. 6, Fig. 3.  
 1960 *N. cf. assterizans* (Fichtel & Moll) -- Barker, Taf. 109, Fig. 12,13.  
 1974 *N. asterizans* (Fichtel & Moll) -- Lutze, Taf. 10, Fig. 151-154.  
 1980 *N. asterizans* (Fichtel & Moll) -- Haake, Taf. 3, Fig. 18.  
 1992 *N. asterizans* (Fichtel & Moll) -- Schiebel, Taf. 5, Fig. 14.

*Nonionella iridea* Heron-Allen & Earland 1932

Taf. 3, Fig. 15, 16

- \*1932 *N. iridea* Heron-Allen & Earland.  
 1971 *N. iridea* Heron-Allen & Earland -- Echols, Taf. 13, Fig. 4.  
 1990 *N. iridea* Heron-Allen & Earland -- Mackensen et al., Taf. 1, Fig. 7-9.

*Nonionella opima* Cushman 1947

- \*1947 *N. opima* Cushman.  
 1951 *N. cf. opima* Cushman -- Phleger & Parker, Taf. 6, Fig. 1,2.  
 1971 *N. bradii* (Chapman 1916) -- Echols, Taf. 13, Fig. 5.  
 1974 *N. opima* Cushman -- Lutze, Taf. 10, Fig. 155-158.  
 1980 *N. opima* Cushman -- Haake, Taf. 3, Fig. 21

*Nuttallides umbonifer* (Cushman 1933)

Taf. 5, Fig. 10-12

- \*1933 *Pulvinulinella umbonifera* Cushman.  
 1978a "*Epistominella*" *umbonifera* (Cushman) -- Lohmann, Taf. 3, Fig. 1-3.  
 1985 *N. umbonifer* (Cushman) -- Mead, Taf. 2, Fig. 6,7.  
 1989 *N. umboniferus umboniferus* (Cushman) -- Van Leeuwen, Taf. 15, Fig. 11-13; Taf. 16, Fig. 1-7.  
 1990 *N. umbonifer* (Cushman) -- Mackensen et al., Taf. 7, Fig. 7-9.  
 1993a *N. umbonifer* (Cushman) -- Mackensen et al., Taf. 2, Fig. 1,2.

*Oridorsalis umbonatus* (Reuss 1851)

Taf. 5, Fig. 13-18

- \*1851 *Rotalina umbonata* Reuss.  
 1978a *O. umbonatus* (Reuss) -- Lohmann, Taf. 4, Fig. 1-3.  
 1978a *O. tener* (Brady 1884) -- Lohmann, Taf. 4, Fig. 5-7.  
 1979a *O. tener* (Brady 1884) -- Corliss, Taf. 4, Fig. 10-15.  
 1985 *O. umbonatus* (Reuss) -- Mead, Taf. 5, Fig. 8-13.  
 1989 *O. umbonatus* (Reuss) -- Van Leeuwen, Taf. 17, Fig. 1-13.  
 1990 *O. umbonatus* (Reuss) -- Mackensen et al., Taf. 7, Fig. 4-6.

*Osangularia culter* (Parker & Jones 1865)

Taf. 5, Fig. 1-3

- \*1865 *Planorbulina farcta* (Fichtel & Moll) var. *ungeriana* (d'Orbigny) subv. *culter* Parker & Jones.  
 1978 *O. culter* (Parker & Jones) -- Boltovskoy, Taf. 5, Fig. 29-34.  
 1978a *O. culter* (Parker & Jones) -- Lohmann, Taf. 3, Fig. 7-8.  
 1989 *O. culter* (Parker & Jones) -- Van Leeuwen, Taf. 19, Fig. 1-3.  
 1992 *O. culter* (Parker & Jones) -- Timm, Taf. 7, Fig. 10.

*Pullenia bulloides* (d'Orbigny 1826)

Taf. 6, Fig. 3, 4

\*1826 *Nonionina bulloides* d'Orbigny.

1960 *P. bulloides* (d'Orbigny) -- Barker, Taf. 84, Fig. 12,13.

1989 *P. bulloides bulloides bulloides* (d'Orbigny) -- Van Leeuwen, Taf. 18, Fig. 1,4.

1989 *P. bulloides osloensis* Feyling-Hansen 1954 -- Van Leeuwen, Taf. 18, Fig. 2,3,5,6.

1990 *P. bulloides* (d'Orbigny) -- Mackensen et al., Taf. 4, Fig. 6.

1993a *P. bulloides* (d'Orbigny) -- Mackensen et al., Taf. 3, Fig. 10,11.

*Pullenia salisburyi* Stewart & Stewart 1930

Taf. 6, Fig. 1, 2

\*1930 *P. salisburyi* Stewart & Stewart.

1971 *P. simplex* Rhumbler, Wiesner 1931 -- Echols, Taf. 13, Fig. 1.

1978 *P. salisburyi* Stewart & Stewart -- Boltovskoy, Taf. 6, Fig. 19.

1981 *P. sp.* -- Resig, Taf. 7, Fig. 15,16.

1985 *P. salisburyi* Stewart & Stewart -- Mead, Taf. 4, Fig. 7,8.

1993a *P. simplex* Rhumbler, Wiesner 1931 -- Mackensen et al., Taf. 3, Fig. 12,13.

*Pullenia subcarinata* (d'Orbigny 1839)

Taf. 6, Fig. 5, 6

\*1839 *Nonionina subcarinata* d'Orbigny.

1960 *P. subcarinata* (d'Orbigny) -- Barker, Taf. 84, Fig. 14,15.

1981 *P. quinqueloba* (Reuss 1851) -- Resig, Taf. 7, Fig. 14.

1985 *P. cf. subcarinata* (d'Orbigny) -- Mead, Taf. 4, Fig. 9,10.

1989 *P. sp. 1* -- Van Leeuwen, Taf. 18, Fig. 7,8.

1993a *P. subcarinata* (d'Orbigny) -- Mackensen et al., Taf. 2, Fig. 6

*Rectuvigerina cylindrica* (d'Orbigny 1826)

Taf. 3, Fig. 6

\*1826 *Clavulina cylindrica* d'Orbigny.

1980 *R. arquatensis* (Papp 1963) -- Haake, Taf. 2, Fig. 33.

1986 *Uvigerina cylindrica cylindrica* (d'Orbigny) -- Lutze, Taf. 7, Fig. 1-6.

1992 *R. cylindrica* (d'Orbigny) -- Schiebel, Taf. 3, Fig. 9.

*Sphaeroidina bulloides* d'Orbigny 1826

\*1826 *S. bulloides* d'Orbigny.

1960 *S. bulloides* d'Orbigny -- Barker, Taf. 84, Fig. 1-7.

1978a *S. bulloides* d'Orbigny -- Lohmann, Taf. 4, Fig. 4.

1979a *S. bulloides* d'Orbigny -- Corliss, Taf. 2, Fig. 1,2.

1985 *S. bulloides* d'Orbigny -- Mead, Taf. 1, Fig. 2.

1986 *S. bulloides* d'Orbigny -- Van Morkhoven et al., Taf. 24, Fig. 1,2.

*Uvigerina auberiana* d'Orbigny 1839

Taf. 3, Fig. 4

\*1839 *U. auberiana* d'Orbigny.

1953 *U. auberiana* d'Orbigny -- Phleger et al., Taf. 7, Fig. 30, 32-34.

1953 *U. senticosa* Cushman 1927 -- Phleger et al., Taf. 8, Fig. 4,5.

1960 *U. auberiana* d'Orbigny -- Uchio, Taf. 7, Fig. 11.

1981 *U. auberiana* d'Orbigny -- Resig, Taf. 2, Fig. 2.

1981 *U. senticosa* Cushman 1927 -- Resig, Taf. 6, Fig. 3,4.

1989 *U. auberiana* d'Orbigny -- Van Leeuwen, Taf. 19, Fig. 4.

Bemerkungen: Die Formen *U. auberiana* und *U. proboscidea* werden in der Literatur häufig als Varianten der gleichen Art zusammengefaßt. Im vorliegenden Material können sie aufgrund morphologischer Merkmale und ihrem Verbreitungsmuster deutlich unterschieden werden und wurden deshalb als unterschiedliche Arten betrachtet.



*Uvigerina hispida* Schwager 1866

Taf. 3, Fig. 3

- \*1866 *U. hispida* Schwager.
- 1978 *U. hispida* Schwager -- Boltovskoy, Taf. 8, Fig. 12-16.
- 1981 *U. hispida* Schwager -- Resig, Taf. 2, Fig. 4.
- 1986 *U. hispida* Schwager -- Van Morkhoven et al., Taf. 20, Fig. 1-4.
- 1989 *U. hispida* Schwager -- Van Leeuwen, Taf. 19, Fig. 8.

Bemerkungen: Zwischen *U. hispida* und *U. peregrina* sind im Untersuchungsmaterial sämtliche Übergangsformen vertreten. Als *U. hispida* wurden somit lediglich streng hispide Formen verstanden, bei denen keine Rippen ausgeprägt sind.

*Uvigerina peregrina* Cushman 1923 s.l.

Taf. 3, Fig. 1, 2

- \*1923 *U. peregrina* Cushman.
- 1978 *U. peregrina* Cushman -- Boltovskoy, Taf. 8, Fig. 4,5.
- 1978a *U. peregrina* Cushman -- Lohmann, Taf. 4, Fig. 14-15.
- 1985 *U. peregrina* Cushman -- Mead, Taf. 1, Fig. 7-10.
- 1986 *U. peregrina* Cushman -- Lutze, Taf. 1, Fig. 1-6.
- 1986 *U. hollicki* Thalmann 1950 -- Lutze, Taf. 2, Fig. 1-6.
- 1989 *U. peregrina peregrina* Cushman -- Van Leeuwen, Taf. 19, Fig. 5,6.
- 1989 *U. peregrina dirupta* Todd 1948 -- Van Leeuwen, Taf. 19, Fig. 7.

Bemerkungen: Aufgrund der Vielzahl engverwandter Arten (siehe Lutze, 1986) wurden hier die verschiedenen Formen der *U. peregrina*-Gruppe zusammengefaßt.

*Uvigerina proboscidea* Schwager 1866

Taf. 3, Fig. 5

- \*1866 *U. proboscidea* Schwager.
- 1960 *Neouvigerina ampullacea* (Brady, 1884) -- Barker, Taf. 75, Fig. 10,11.
- 1978 *U. proboscidea* Schwager -- Boltovskoy, Taf. 8, Fig. 22-32.
- 1986 *U. proboscidea* Schwager -- Van Morkhoven et al., Taf. 6, Fig. 1-4.
- 1992 *U. auberiana* "ampullacea" d'Orbigny 1839 -- Timm, Taf. 6, Fig. 3b.

Bemerkungen: siehe *U. auberiana*.

*Valvulineria laevigata* Phleger & Parker 1951

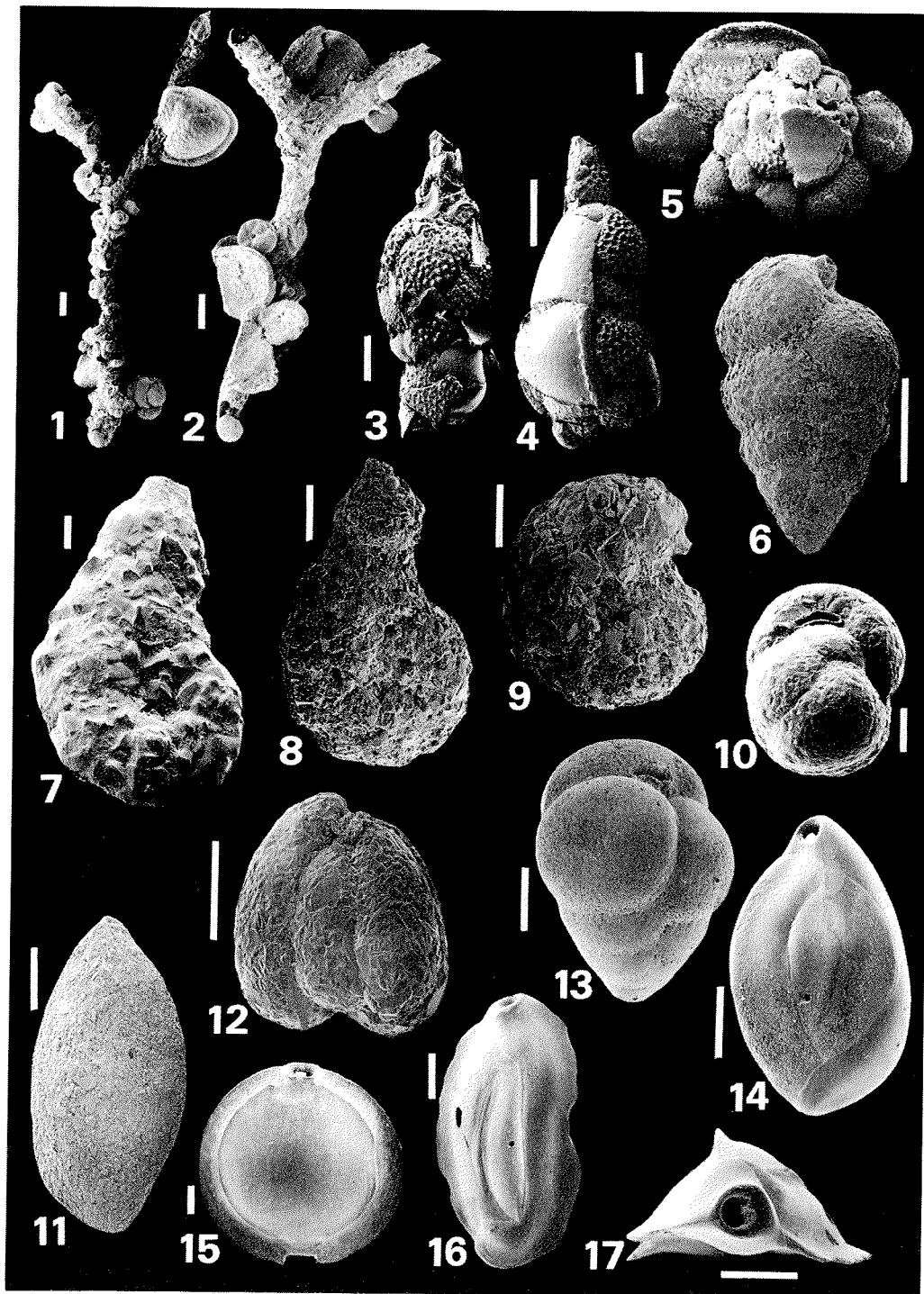
Taf. 4, Fig. 3, 4

- \*1951 *V. laevigata* Phleger & Parker.
- 1953 *Rotamorphina laevigata* (Phleger & Parker) -- Phleger et al, Taf. 10, Fig. 17,23.
- 1971 *V. laevigata* Phleger & Parker -- Echols, Taf. 16, Fig. 1.
- 1978 *V. laevigata* Phleger & Parker -- Boltovskoy, Taf. 8, Fig. 42,43.
- 1980 *V. laevigata* Phleger & Parker -- Haake, Taf. 3, Fig. 3.
- 1992 *V. laevigata* Phleger & Parker -- Timm, Taf. 7, Fig. 14.

## Tafel 1

Maßstab = 100 µm

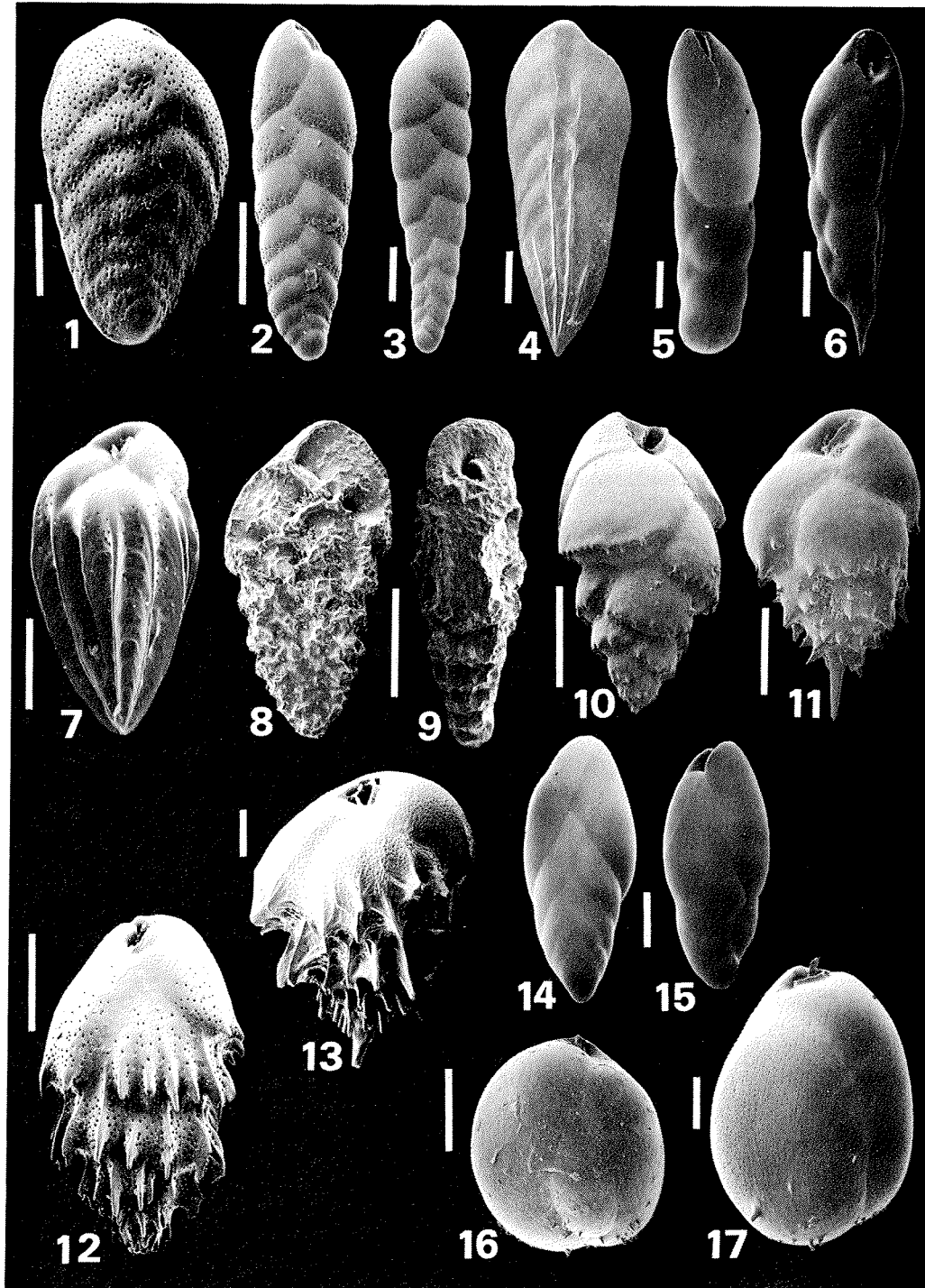
- Fig. 1, 2:     *Rhizammina* sp.  
                  Fig. 1: GeoB1209 (rezent).  
                  Fig. 2: GeoB1213 (rezent).
- Fig. 3, 4:     *Reophax bilocularis* Flint.  
                  Fig. 3: GeoB1207 (rezent).  
                  Fig. 4: GeoB1216 (rezent).
- Fig. 5:         *Psammosphaera* sp., GeoB1208 (rezent).
- Fig. 6:         *Siphotextularia catenata* (Cushman), GeoB2110 (rezent).
- Fig. 7:         *Ammoscalaria pseudospiralis* (Williamson), GeoB1021 (rezent).
- Fig. 8, 9:      *Ammobaculites agglutinans* (d'Orbigny), GeoB1212 (rezent).
- Fig. 10:        *Cribrostomoides subglobosus* (Sars), GeoB1211 (rezent).
- Fig. 11:        *Sigmoilopsis schlumbergeri* (Silvestri), GeoB1710 (13 cm Kerntiefe).
- Fig. 12:        *Adercotryma glomerata* (Brady), GeoB1212 (rezent).
- Fig. 13:        *Eggerella bradyi* (Cushman), GeoB1212 (rezent).
- Fig. 14:        *Quinqueloculina weaveri* Rau, GeoB1208 (rezent).
- Fig. 15:        *Pyrgo murrhina* (Schwager), GeoB1215 (rezent).
- Fig. 16, 17:    *Quinqueloculina venusta* Karrer, GeoB1208 (rezent).  
                  Fig. 16: Seitenansicht.  
                  Fig. 17: Mündungsansicht.



## Tafel 2

Maßstab = 100 µm

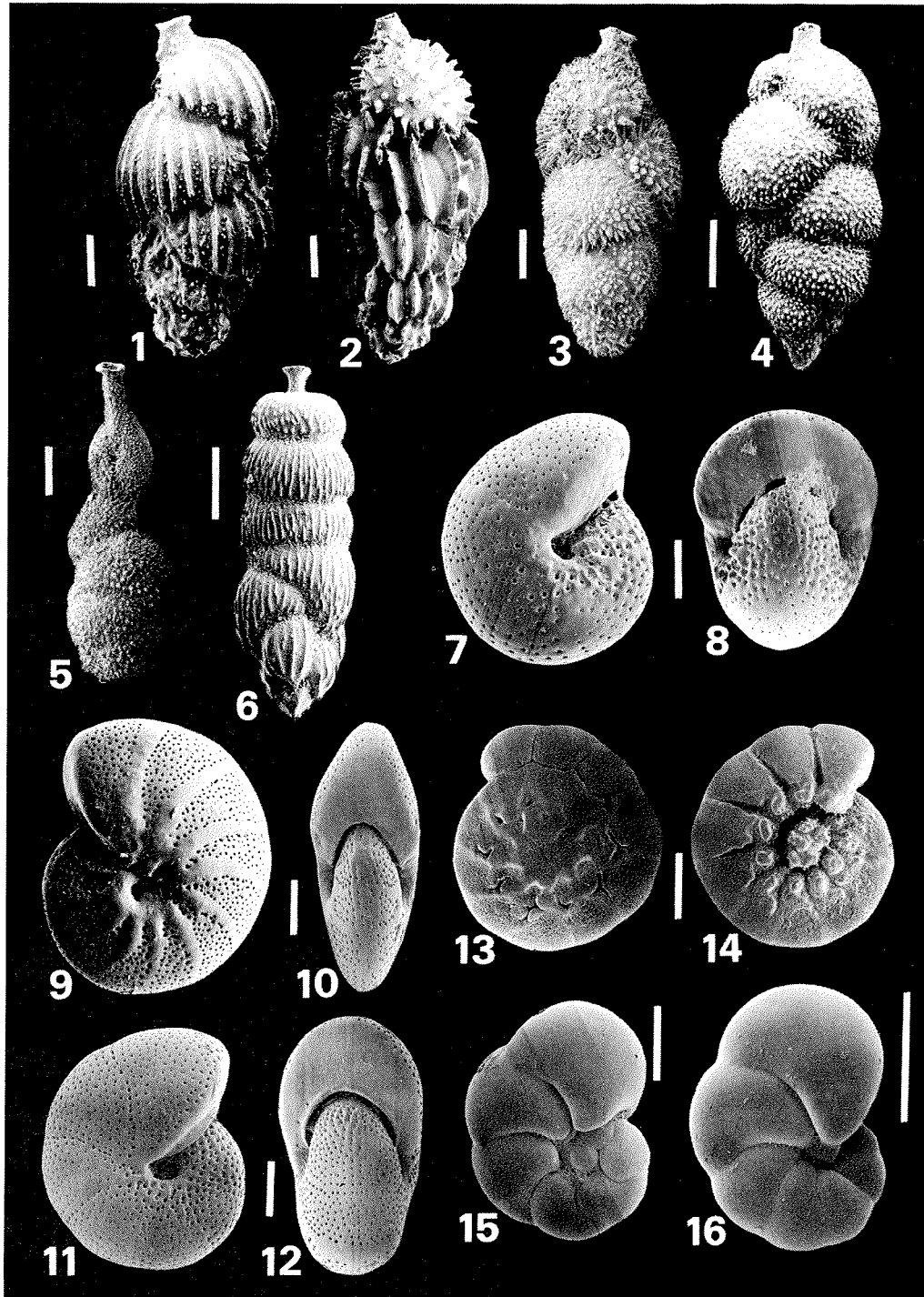
- Fig. 1: *Bolivina dilatata* Reuss, GeoB1014 (rezent).
- Fig. 2: *Bolivina pacifica* Cushman & McCulloch GeoB1023 (rezent).
- Fig. 3: *Bolivina pseudopunctata* Höglund, GeoB1214 (503 cm Kerntiefe).
- Fig. 4: *Brizalina subaenariensis* (Cushman), GeoB1014 (rezent).
- Fig. 5: *Fursenkoina bradyi* (Cushman), GeoB1214 (493 cm Kerntiefe).
- Fig. 6: *Bulimina exilis* Brady, GeoB1014 (rezent).
- Fig. 7: *Bulimina alazanensis* Cushman, GeoB1208 (rezent).
- Fig. 8, 9: *Bolivinina pseudothalmanni* (Renz).  
Fig. 8: Seitenansicht, GeoB1220 (rezent).  
Fig. 9: Frontalansicht, GeoB1209 (rezent).
- Fig. 10: *Bulimina marginata* d'Orbigny, GeoB1013 (rezent).
- Fig. 11: *Bulimina aculeata* d'Orbigny, GeoB1217 (rezent).
- Fig. 12: *Bulimina costata* d'Orbigny, GeoB1706 (rezent).
- Fig. 13: *Bulimina mexicana* Cushman, GeoB1719 (rezent).
- Fig. 14, 15: *Fursenkoina mexicana* (Cushman), GeoB1023 (rezent).
- Fig. 16, 17: *Globobulimina turgida* (Bailey), GeoB1023 (rezent).



### Tafel 3

Maßstab = 100 µm

- Fig. 1, 2: *Uvigerina peregrina* Cushman s.l.  
Fig. 1: GeoB1025 (rezent).  
Fig. 2: GeoB1015 (rezent).
- Fig. 3: *Uvigerina hispida* Schwager, GeoB1211 (rezent).
- Fig. 4: *Uvigerina auberiana* d'Orbigny, GeoB1706 (rezent).
- Fig. 5: *Uvigerina proboscidea* Schwager, GeoB1216 (rezent).
- Fig. 6: *Rectuvigerina cylindrica* (d'Orbigny), GeoB1704 (rezent).
- Fig. 7, 8: *Melonis pompilioides* (Fichtel & Moll), GeoB1208 (rezent).  
Fig. 7: Seitenansicht.  
Fig. 8: Frontalansicht.
- Fig. 9, 10: *Melonis barleeianum* (Williamson).  
Fig. 9: Seitenansicht, GeoB1704 (rezent).  
Fig. 10: Frontalansicht, GeoB1710 (158 cm Kerntiefe).
- Fig. 11, 12: *Melonis zaandamae* (Van Voorthuysen), GeoB1710 (158 cm Kerntiefe).  
Fig. 11: Seitenansicht.  
Fig. 12: Frontalansicht.
- Fig. 13, 14: *Ammonia beccarii* (Linné), GeoB1021 (rezent).  
Fig. 13: Spiralansicht.  
Fig. 14: Umbilikalansicht.
- Fig. 15, 16: *Nonionella iridea* (Heron-Allen & Earland), GeoB1710 (103 cm Kerntiefe).  
Fig. 15: Spiralansicht.  
Fig. 16: Umbilikalansicht.

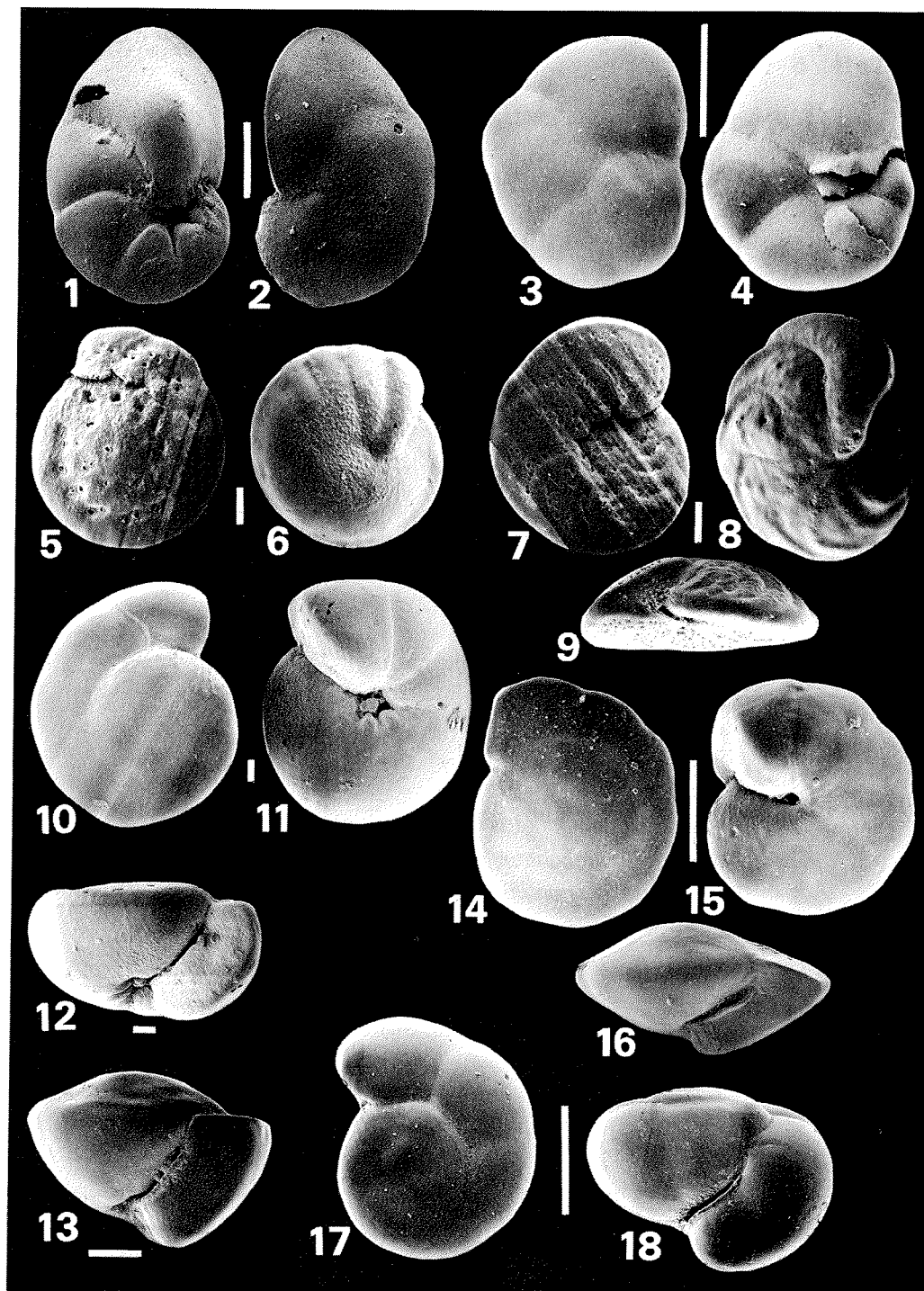


## Tafel 4

Maßstab = 100 µm

- Fig. 1, 2: *Cancris oblongus* (Williamson), GeoB1013 (rezent).  
Fig. 1: Ubilikalansicht.  
Fig. 2: Spiralansicht.
- Fig. 3, 4: *Valvulineria laevigata* Flint, GeoB1023 (rezent).  
Fig. 3: Spiralansicht.  
Fig. 4: Umbilikalansicht.
- Fig. 5, 6: *Cibicidoides kullenbergi* (Parker), GeoB1209 (rezent).  
Fig. 5: Spiralansicht.  
Fig. 6: Umbilikalansicht.
- Fig. 7-9: *Fontbotia wuellerstorfi* (Schwager).  
Fig. 7: Spiralansicht, GeoB1215 (rezent).  
Fig. 8: Umbilikalansicht, GeoB1213 (rezent).  
Fig. 9: Seitenansicht, GeoB1215 (rezent).
- Fig. 10-13: *Gyroidinoides soldanii* (d'Orbigny) s.l.  
Fig. 10: Spiralansicht, GeoB2110 (rezent).  
Fig. 11: Umbilikalansicht, GeoB1207 (rezent).  
Fig. 12: Gerundete Form, Seitenansicht, GeoB1207 (rezent).  
Fig. 13: Kantige Form, Seitenansicht, GeoB1215 (rezent).
- Fig. 14-16: *Gyroidinoides polius* (Phleger & Parker).  
Fig. 14: Spiralansicht, GeoB2110 (rezent).  
Fig. 15: Umbilikalansicht, GeoB1211 (rezent).  
Fig. 16: Seitenansicht, GeoB1718 (rezent).
- Fig. 17, 18: *Gyroidinoides umbonatus* (Silvestri), GeoB1211 (rezent).  
Fig. 16: Spiralansicht.  
Fig. 18: Seitenansicht.





## Tafel 5

Maßstab = 100 µm

Fig. 1-3: *Osangularia culter* (Parker & Jones), GeoB2110 (rezent).

Fig. 1: Spiralansicht.

Fig. 2: Umbilikalansicht.

Fig. 3: Seitenansicht.

Fig. 4-6: *Epistominella smithi* (Stewart & Stewart), GeoB1014 (rezent).

Fig. 4: Spiralansicht.

Fig. 5: Umbilikalansicht.

Fig. 6: Seitenansicht.

Fig. 7-9: *Epistominella exigua* (Brady).

Fig. 7: Spiralansicht, GeoB1211 (rezent).

Fig. 8: Umbilikalansicht, GeoB1211 (rezent).

Fig. 9: Seitenansicht, GeoB1216 (rezent).

Fig. 10-12: *Nuttallides umbonifer* (Cushman).

Fig. 10: Spiralansicht, GeoB1210 (rezent).

Fig. 11: Umbilikalansicht, GeoB1211 (rezent).

Fig. 12: Seitenansicht, GeoB1211 (rezent).

Fig. 13-18: *Oridorsalis umbonatus* (Reuss), GeoB1021 (rezent).

Fig. 13: *O. umbonatus* s.st., Spiralansicht, GeoB1216 (rezent).

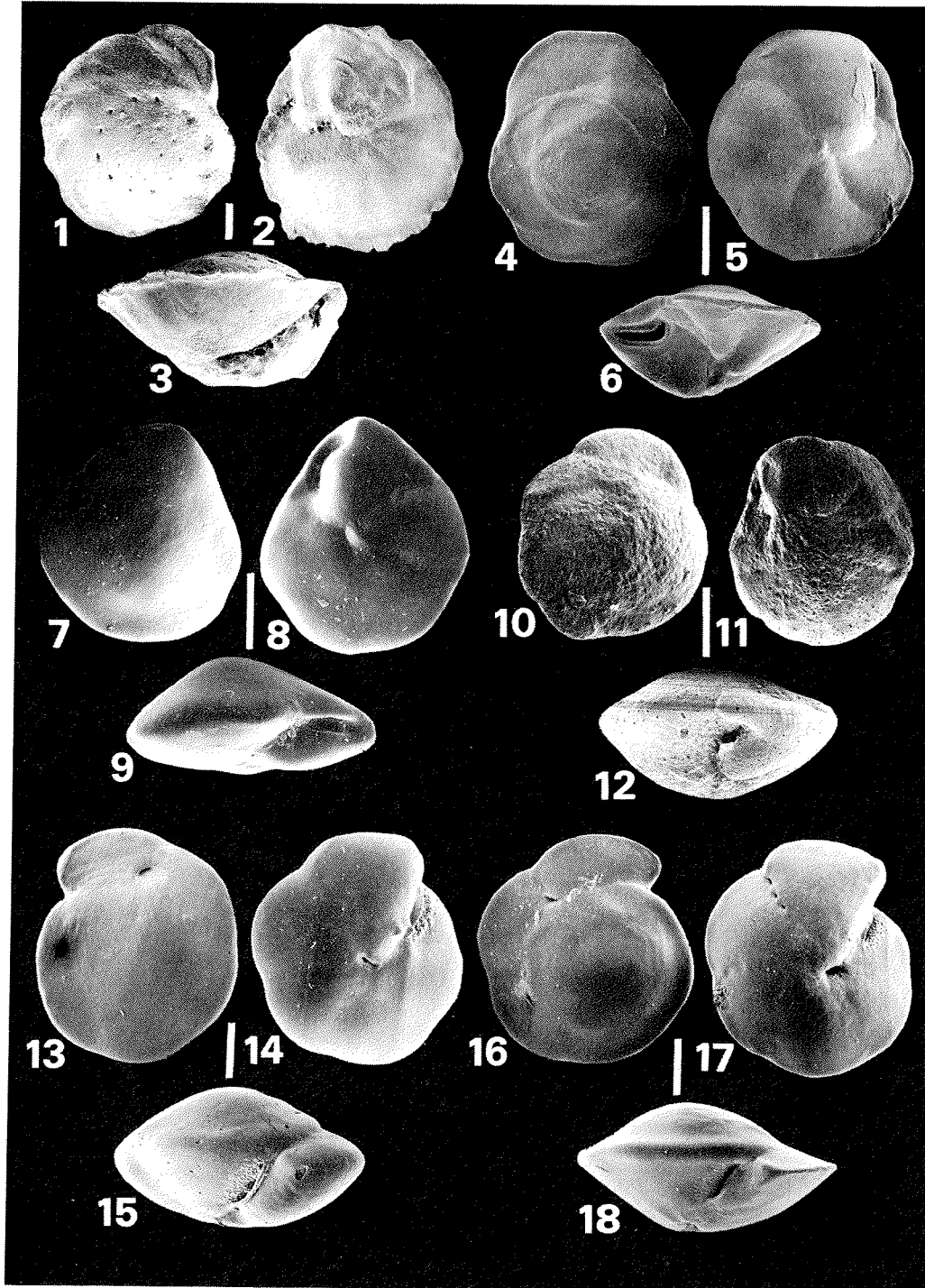
Fig. 14: *O. umbonatus* s.st., Umbilikalansicht, GeoB2110 (rezent).

Fig. 15: *O. umbonatus* s.st., Seitenansicht, GeoB2110 (rezent).

Fig. 16: *O. umbonatus tener*, Spiralansicht, GeoB1023 (rezent).

Fig. 17: *O. umbonatus tener*, Umbilikalansicht, GeoB1023 (rezent).

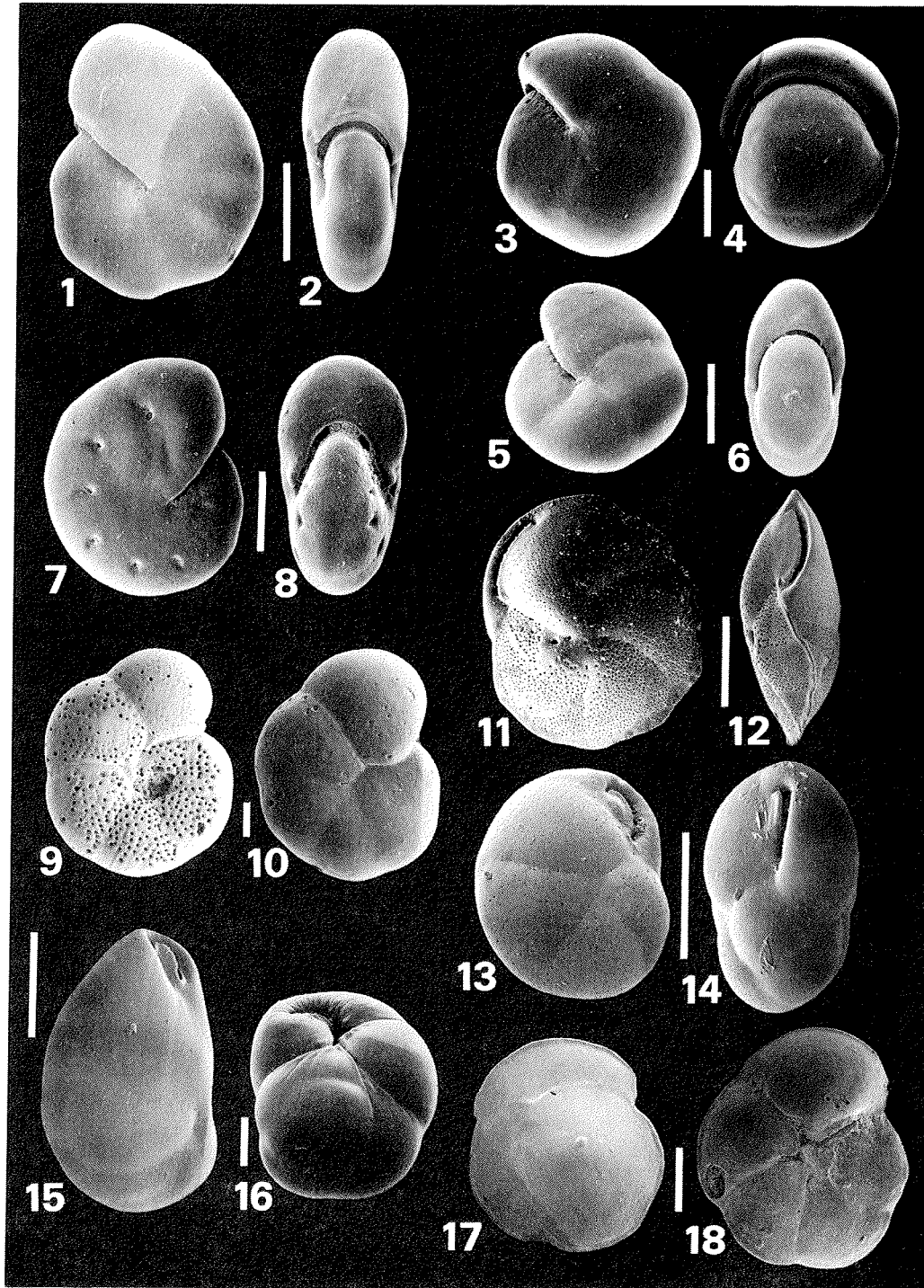
Fig. 18: *O. umbonatus tener*, Seitenansicht, GeoB1023 (rezent).



## Tafel 6

Maßstab = 100 µm

- Fig. 1, 2: *Pullenia salisburyi* Stewart & Stewart.  
Fig. 1: Seitenansicht, GeoB1211 (rezent).  
Fig. 2: Frontalansicht, GeoB1210 (rezent).
- Fig. 3, 4: *Pullenia bulloides* (d'Orbigny), GeoB1215 (rezent).  
Fig. 3: Seitenansicht.  
Fig. 4: Frontalansicht.
- Fig. 5, 6: *Pullenia subcarinata* (d'Orbigny).  
Fig. 5: Seitenansicht, GeoB1217 (rezent).  
Fig. 6: Frontalansicht, GeoB1037 (rezent).
- Fig. 7, 8: *Astrononion echolsi* Kennett, GeoB1218 (rezent).  
Fig. 7: Seitenansicht.  
Fig. 8: Frontalansicht.
- Fig. 9, 10: *Anomalinoides globulosus* (Chapman & Parr).  
Fig. 9: Spiralansicht, GeoB2110 (rezent).  
Fig. 10: Umbilikalansicht, GeoB1217 (rezent).
- Fig. 11, 12: *Cassidulina laevigata* d'Orbigny, GeoB1013 (rezent).  
Fig. 11: Seitenansicht.  
Fig. 12: Frontalansicht.
- Fig. 13, 14: *Cassidulina reniforme* Nørvang, GeoB1214 (503 cm Kerntiefe).  
Fig. 16: Seitenansicht.  
Fig. 17: Frontalansicht.
- Fig. 15: *Cassidulinoides bradyi* (Norman), GeoB1713 (rezent).
- Fig. 16: *Globocassidulina subglobosa* (Brady), GeoB1211 (rezent).
- Fig. 17, 18: *Gavellinopsis translucens* (Phleger & Parker), GeoB1218 (rezent).  
Fig. 16: Spiralansicht.  
Fig. 17: Umbilikalansicht.





## 10 LITERATUR

- Abrantes, F., Moreno, J., Pinto, J., Winn, K., Bickert, T., Müller, P.J. & Schneider, R. (1994): Paleoproductivity variations due to upwelling oscillations off SW Africa during the latest 180 kys.- In: The South Atlantic: Present and past circulation, Bremen, 15.-19. August 1994.- Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen, 52: 10.
- Altenbach, A.V. & Sarnthein, M. (1989): Productivity record in benthic foraminifera.- In: Berger, W.H., Smetacek, V.S. & Wefer, G. (Eds.): Productivity of the ocean: Present and past.- Life Sciences Research Report, 44: 255-269.
- Anderson J.B. (1975): Ecology and distribution of foraminifera in the Weddell Sea of Antarctica.- Micropaleontology, 21(1): 69-96.
- Archer, D., Lyle, M., Rodgers, K. & Froelich, P. (1993): What controls opal preservation in tropical deep-sea sediments?- Paleooceanography, 8 (1): 7-21.
- Backhaus, K., Erichson, B., Plinke, W., Schuchard-Fischer, C. & Weiber, R. (1989): Multivariate Analysemethoden.- Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, London, Paris, Tokyo, 5. Aufl., 418 S.
- Balsam, W.L. & McCoy, F.W.Jr. (1987): Atlantic sediments: Glacial/interglacial comparisons.- Paleooceanography, 2(5): 531-542.
- Bandy, O.L. (1953): Ecology and paleoecology of some California foraminifera (1): the frequency distribution of recent foraminifera off California.- Journal of Paleontology, 27: 161-182.
- Bandy, O.L. & Chierici, M.A. (1966): Depth-temperature evaluation of selected California and Mediterranean bathyal foraminifera.- Marine Geology, 4: 259-271.
- Barker, R.W.(1960): Taxonomic notes on the species figured by H.B. Brady in his report on the foraminifera dredged by H.M.S. Challenger during the years 1873-1876.- Society of Economic Paleontologists and Mineralogists, Special Publication, 9: vii-xxiv und 1-238.
- Barmawidjaja, D.M., Jorissen, F.J., Puskaric, S. & Van der Zwan, G.J. (1992): Microhabitat selection by benthic foraminifera in the northern Adriatic Sea.- Journal of Foraminiferal Research, 22 (4): 297-317.
- Barnett, P.R.O., Watson, J. & Connelly, D. (1984): A multiple corer for taking virtually undisturbed samples from shelf, bathyal and abyssal sediments.- Oceanologica Acta, 7 (4): 399-408.
- Barnola, J.M., Raynaud, D., Korotkevich, Y.S. & Lorius, C. (1987): Vostok ice core provides 160,000-year record of atmospheric CO<sub>2</sub>.- Nature, 329: 408-414.
- Bathmann, U., Schulz-Baldes, M., Fährbach, E., Smetacek, V. & Hubberten, H.-W. (Eds.) (1992): Die Expeditionen ANTARKTIS IX/1-4 des Forschungsschiffes "Polarstern" 1990/91. Berichte zur Polarforschung, 100: 262-332.
- Belanger, P.E. & Streeter, S.S. (1980): Distribution and ecology of benthic foraminifera in the Norwegian-Greenland Sea.- Marine Micropaleontology, 5: 401-428.
- Berger, W.H. (1979): Preservation of Foraminifera.- SEPM Short Course, 6: 105-155.
- Berger, W.H. (1989): Appendix, global maps of ocean productivity.- In: Berger, W.H., Smetacek, V.S. & Wefer, G. (Eds.): Productivity of the ocean: Present and past.- Life Sciences Research Report, 44: 429-455.
- Berger, W.H., Bonneau, M.-C. & Parker, F.L. (1982): Foraminifera on the deep-sea floor: Lysocline and dissolution rate.- Oceanologica Acta, 5 (2): 249-258.
- Berger, W.H., Fischer, K., Lai, C. & Wu, G. (1987): Ocean productivity and organic carbon flux. Part I. Overview and maps of primary productivity and export production.- University of California, San Diego, SIO Reference 87-30, 67 S.
- Berger, W.H., Smetacek, V.S. & Wefer, G. (1989): Ocean productivity and paleoproductivity - an overview.- In: Berger, W.H., Smetacek, V.S. & Wefer, G. (Eds.): Productivity of the ocean: Present and past.- Life Sciences Research Report, 44: 1-34.
- Bernhard, J.M. (1988): Postmortem vital staining in benthic foraminifera: Duration and importance in population and distribution studies.- Journal of Foraminiferal Research, 18 (2): 143-146.
- Bernhard, J.M. (1992): Benthic foraminiferal distribution and biomass related to pore-water oxygen content: central California continental slope and rise.- Deep-Sea Research, 39 (3/4): 585-605.

## 10 Literatur

---

- Bickert, T. (1992): Rekonstruktion der spätquartären Bodenwasserzirkulation im östlichen Südatlantik über stabile Isotope benthischer Foraminiferen.- Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen, 27: 205 S.
- Boltovskoy, E. (1978): Late Cenozoic benthonic foraminifera of the Ninetyeast Ridge (Indian Ocean).- Marine Geology, 26: 139-175.
- Boltovskoy, E. and Boltovskoy, D. (1989): Paleocene-Pleistocene benthic foraminiferal evidence of major paleoceanographic events in the eastern South Atlantic (DSDP Site 525, Walvis Ridge).- Marine Micropaleontology, 14: 283-316.
- Boltovskoy, E., Giussani, G., Watanabe, S. and Wright, R. (Eds.) (1980): Atlas of benthic shelf foraminifera of the southwest Atlantic.- Dr. W. Junk bv Publishers, The Hague, Boston, London, 147 S.
- Boltovskoy, E. & Lena, H. (1970): On the decomposition of the protoplasm and the sinking velocity of planktonic foraminifers.- Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie, 55: 797-804.
- Boltovskoy, E. & Totah, V.I. (1992): Preservation index and preservation potential of some foraminiferal species.- Journal of Foraminiferal Research, 22 (3): 267-273.
- Boltovskoy, E. & Wright, R. (1976): Recent Foraminifera.- Dr. W. Junk b.v. Publishers, The Hague, 515 S.
- Boyle, E.A. (1988): Cadmium: chemical tracer of deepwater paleoceanography.- Paleoceanography, 3 (4): 471-489.
- Boyle, E.A. (1992): Cadmium and  $\delta^{13}\text{C}$  paleochemical ocean distributions during the stage 2 glacial maximum.- Annual Revue of Earth and Planetary Sciences, 20: 245-287.
- Boyle, E.A. (1994): A comparison of carbon isotopes and cadmium in the modern and glacial maximum ocean: Can we account for the discrepancies?.- In: Zahn, R., Pedersen, T.F., Kaminski, M.A. & Labeyrie, L. (Eds.): Carbon Cycling in the Glacial Ocean: Constraints on the Ocean's Role in Global Change.- NATO ASI Series I, 17: 167-193.
- Boyle, E.A. & Keigwin, L. (1987): North Atlantic thermohaline circulation during the past 20,000 years linked to high-latitude surface temperature.- Nature, 330: 35-40.
- Brady, H.B. (1884): Report on the foraminifera dredged by H.M.S. Challenger, during the years 1873-1876.- In: Murray, J. (Ed.): Report on the scientific results of the voyage of H.M.S. Challenger during the years 1873-1876.- Zoology, 9: 1-814.
- Bremer, M.L. & Lohmann, G.P. (1982): Evidence for primary control of the distribution of certain Atlantic Ocean benthonic foraminifera by degree of carbonate saturation.- Deep-Sea Research, 29: 987-998.
- Broecker, W.S. (1993): An oceanographic explanation for the apparent carbon isotope-cadmium discordancy in the glacial Antarctic?.- Paleoceanography, 8 (2): 137-139.
- Broecker, W.S. & Denton, G.H. (1989): The role of ocean-atmosphere reorganizations in glacial cycles.- Geochimica et Cosmochimica Acta, 53: 2465-2501.
- Broecker, W.S. & Maier-Reimer, E. (1992): The influence of air and sea exchange on the carbon isotope distribution in the sea.- Global Biogeochemical Cycles, 6: 315-320.
- Broecker, W.S. & Peng, T.H. (1982): Tracers in the Sea.- Lamont Doherty Geol. Obs. Publication, Columbia University, New York, 689 S.
- Broecker, W.S. & Peng, T.H. (1986): Global carbon cycle: 1985.- Radiocarbon, 28: 309-327.
- Broecker, W.S. & Peng, T.H. (1989): The cause of the glacial to interglacial atmospheric  $\text{CO}_2$  change: A polar alkalinity hypothesis.- Global Biogeochemical Cycles, 3: 215-239.
- Broecker, W.S., Peteet, D.M. & Rind, D. (1985): Does the ocean-atmosphere system have more than one stable mode of operation?.- Nature, 315: 21-26.
- Broecker, W.S. & Takahashi, T. (1985): Sources and flow patterns of deep-ocean waters as deduced from potential temperature, salinity, and initial phosphate concentration.- Journal of Geophysical Research, 90 (C4): 6925-6939.
- Brönnimann, P. & Whittaker, J.E. (1980 a): A redescription of *Trochammina nana* (Brady) (Protozoa: Foraminiferida), with observations on several other Recent Trochamminidae in the Collections of the British Museum (Natural History).- Bulletin of the British Museum of Natural History (Zoology), 38 (4): 175-185.



- Brönnimann, P. & Whittaker, J.E. (1980 b): A revision of *Reophax* and its type-species, with remarks on several other Recent foraminifid species (Protozoa: Foraminiferida) in the Collections of the British Museum (Natural History).- Bulletin of the British Museum of Natural History (Zoology), 39 (5): 259-272.
- Bubnov, V.A. (1972): Structure and characteristics of the oxygen minimum layer in the Southeastern Atlantic.- Oceanology, 12: 193-201.
- Buzas, M.A. (1974): Vertical distribution of *Ammobaculites* in the Rhode River, Maryland.- Journal of Foraminiferal Research, 4 (3): 144-147.
- Buzas, M.A. (1979): The measurement of species diversity.- SEPM Short Course, 6: 3-10.
- Buzas, M.A. & Gibson, T.G. (1969): Species diversity: Benthonic foraminifera in western North Atlantic.- Science, 163: 72-75.
- Caralp, M.H. (1989a): Size and morphology of the benthic foraminifer *Melonis barleeaanum*: Relationships with marine organic matter.- Journal of Foraminiferal Research, 19 (3): 235-245.
- Caralp, M.H. (1989b): Abundance of *Bulimina exilis* and *Melonis barleeaanum*: Relationship to the quality of marine organic matter.- Geo-Marine Letters, 9: 37-43.
- Carmack, E.C. (1977): Water characteristics of the Southern Ocean south of the Polar Front.- In: Angel, M.V. (Ed.): A Voyage of Discovery.- Deep-Sea Research, Suppl., 24: 15-41.
- Carmack, E.C. & Foster, T.D. (1975): On the flow of water out of the Weddell Sea.- Deep-Sea Research, 22: 711-724.
- Chapman, P. & Shannon, L.V. (1987): Seasonality in the oxygen minimum layers at the extremities of the Benguela systems.- In: Payne, A.I.L., Gulland, J.A. & Brink, K.H. (Eds.): The Benguela and comparable ecosystems.- South African Journal of Marine Science, 5: 85-94.
- Charles, C.D. & Fairbanks, R.G. (1992): Evidence from Southern Ocean sediments for the effect of North Atlantic deep-water flux on climate.- Nature, 355: 416-419.
- Charles, C.D., Froelich, P.N., Zibello, M.A., Mortlock, R.A. & Morley, J.J. (1991): Biogenic opal in Southern Ocean sediments over the last 450,000 years: Implications for surface water chemistry and circulation.- Paleoceanography, 6: 697-728.
- Charles, C.D., Wright, J.D. & Fairbanks, R.G. (1993): Thermodynamic influences on the marine carbon isotope record.- Paleoceanography, 8 (6): 691-697.
- Clarke, R.A. & Gascard, J.C. (1983): The formation of Labrador Sea water, Part I, Large scale processes.- Journal of Physical Oceanography, 13: 1764-1778.
- Connary, S.D. & Ewing, M. (1974): Penetration of Antarctic Bottom Water from the Cape Basin into the Angola Basin. Journal of Geophysical Research, 79: 463-469.
- Corliss, B.H. (1979a): Taxonomy of Recent deep-sea benthonic foraminifera from the southeast Indian Ocean.- Micropaleontology, 25 (1): 1-19.
- Corliss, B.H. (1979b): Size variation in the deep-sea benthonic foraminifer *Globocassidulina subglobosa* (Brady) in the southeast Indian Ocean.- Journal of Foraminiferal Research, 9(1): 50-60.
- Corliss, B.H. (1979c): Recent deep-sea benthonic foraminiferal distributions in the southeast Indian Ocean: inferred bottom-water routes and ecological implications.- Marine Geology, 31: 115-138.
- Corliss, B.H. (1982): Linkage of North Atlantic and Southern Ocean deep-water circulation during glacial intervals.- Nature, 298: 458-460.
- Corliss, B.H. (1983): Distribution of Holocene deep-sea benthonic foraminifera in the southwest Indian Ocean.- Deep-Sea Research, 30 (2A): 95-117.
- Corliss, B.H. (1985): Microhabitats of benthic foraminifera within deep-sea sediments.- Nature, 314: 435-438.
- Corliss, B.H. (1991): Morphology and microhabitat preferences of benthic foraminifera from the northwest Atlantic Ocean.- Marine Micropaleontology, 17: 195-236.
- Corliss, B.H. & Chen, C. (1988): Morphotype patterns of Norwegian Sea deep-sea benthic foraminifera and ecological implications.- Geology, 16: 716-719.

## 10 Literatur

---

- Corliss, B.H. & Emerson, S. (1990): Distribution of Rose Bengal stained deep-sea benthic foraminifera from the Nova Scotian continental margin and Gulf of Maine.- *Deep-Sea Research*, 37 (3): 381-400.
- Curry, W.B., Duplessy, J.C., Labeyrie, L.D. & Shackleton, N.J. (1988): Changes in the distribution of  $\delta^{13}\text{C}$  of deep water  $\Sigma\text{CO}_2$  between the last glaciation and the Holocene.- *Paleoceanography*, 3 (3): 317-341.
- Curry, W.B. & Lohmann, G.P. (1982): Carbon isotopic changes in benthic foraminifera from the western South Atlantic: Reconstructions of glacial abyssal circulation patterns.- *Quaternary Research*, 18: 218-235.
- Cushman, J.A. (1910-1917): Foraminifera of the Pacific Ocean.- U.S. National Museum Bulletin, 71.
- Cushman, J.A. (1918-1931): The Foraminifera of the Atlantic Ocean.- U.S. National Museum Bulletin, 104.
- Davis, J.C. (1986): Statistics and Data Analysis in Geology.- John Wiley & Sons, New York, Chichester, Brisbane, Toronto, Singapore, 2. Aufl., 646 S.
- Deacon, G.E.R. (1937): The hydrology of the Southern Ocean.- *Discovery Reports*, 15: 1-124.
- DeMaster, D.J. (1981): The supply and accumulation of silica in the marine environment.- *Geochimica et Cosmochimica Acta*, 45: 1715-1732.
- DeMenocal, P.B., Oppo, D.W., Fairbanks, R.G. & Prell, W.L. (1992): Pleistocene  $\delta^{13}\text{C}$  variability of North Atlantic Intermediate Water.- *Paleoceanography*, 7 (2): 229-250.
- Denne, R.A. & Sen Gupta, B.K. (1991): Association of bathyal foraminifera with water masses in the northwestern Gulf of Mexico.- *Marine Micropaleontology*, 17: 173-193.
- Diester-Haass, L. (1985): Late Quaternary sedimentation on the Eastern Walvis Ridge, SE Atlantic (HPC532, Leg 75 and four piston cores).- *Marine Geology*, 65: 145-189.
- Diester-Haass, L., Heine, K., Rothe, P. & Schrader, H. (1988): Late Quaternary history of continental climate and the Benguela Current off South West Africa.- *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 65: 81-91.
- Diester-Haass, L., Meyers, P.A. & Rothe, P. (1992): The Benguela Current and associated upwelling on the southwest African Margin: a synthesis of the Neogene-Quaternary sedimentary record at DSDP sites 362 and 532.- In: Summerhayes, C.P., Prell, W.L. & Emeis, K.C. (Eds.): *Upwelling systems: Evolution since the Early Miocene*.- Geological Society Special Publication, 64: 331-342.
- Dietrich, G., Kalle, K., Krauss, W. & Siedler, G. (1975): *Allgemeine Meereskunde*.- Gebrüder Bornträger, Berlin, Stuttgart, 3. Aufl., 585 S.
- Dingle, R.V. & Nelson, G. (1993): Sea-bottom temperature, salinity and dissolved oxygen on the continental margin off South-Western Africa.- *South African Journal of Marine Science*, 13: 33-49.
- Douglas, R.G. (1979): Benthic foraminiferal ecology and paleoecology. A review of concepts and methods.- *SEPM Short Course*, 6: 21-61.
- Douglas, R.G. & Woodruff, F. (1981): Deep-sea benthic foraminifera. The Oceanic Lithosphere. In: Emiliani, C. (Ed.): *The Sea*, 7, Wiley-Interscience, New York, 1233-1327.
- Duplessy, J.-C., Shackleton, N.J., Fairbanks, R.G., Labeyrie, L., Oppo, D. & Kallel, N. (1988): Deepwater source variations during the last climatic cycle and their impact on the global deepwater circulation.- *Paleoceanography*, 3 (3): 343-360.
- Echols, R.J. (1971): Distribution of foraminifera in sediments of the Scotia Sea area, Antarctic waters.- In: Reid, J.L. (Ed.): *Antarctic Oceanology*.- Antarctic Research Series, 15: 93-168.
- Eisma, D. & Van Bennekom, A.J. (1978): The Zaire river and estuary and the Zaire outflow in the Atlantic Ocean.- *Netherlands Journal of Sea Research*, 12 (3/4): 255-272.
- Ellis, B.F. & Messina, A. (1940): *Catalogue of Foraminifera, and supplements*.- American Museum of Natural History, New York.
- Ellis, D.B. & Moore, T.C. Jr. (1973): Calcium carbonate, opal, and quartz in Holocene pelagic sediments and the calcite compensation level in the South Atlantic Ocean.- *Journal of Marine Research*, 31 (3): 210-227.
- Embley, R.W. & Morley, J.J. (1980): Quaternary sedimentation and paleoenvironmental studies off Namibia (South-West Africa).- *Marine Geology*, 36:183-204.

- Emery, W.J. & Meincke, J. (1986): Global water masses: summary and review.- *Oceanologica Acta*, 9 (4): 383-344.
- Ericson, D.B. & Wollin, G. (1968): Pleistocene climates and chronology in deep-sea sediments.- *Science*, 162, 1227-1234.
- Foldvik, A. & Gammelsrød, T. (1988): Notes on Southern Ocean hydrography, sea ice and bottom water formation.- *Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology*, 67: 3-17.
- Foster, T.D. & Carmack, E.C. (1976): Frontal zone mixing and Antarctic Bottom Water formation in the southern Weddell Sea.- *Deep-Sea Research*, 23: 301-317.
- Foster, T.D., Foldvik, A. & Middleton, J.H. (1987): Mixing and bottom water formation in the shelf break region of the southern Weddell Sea.- *Deep-Sea Research*, 34: 1771-1794.
- GEBCO (General Bathymetric Chart of the Oceans), 5.05 (1975), 5.08 (1982), 5.09 (1982), 5.12 (1978), 5.13 (1981) und 5.16 (1981).- Canadian Hydrographic Service, Ottawa.
- Georgi, D.T. (1979): Modal properties of Antarctic Intermediate Water in the southeast Pacific and South Atlantic.- *Journal of Physical Oceanography*, 9: 456-468.
- Georgi, D.T. (1981): Circulation of bottom waters in the southwestern South Atlantic.- *Deep-Sea Research*, 28: 959-979.
- Gibson, T.G. & Buzas, M.A. (1973): Species diversity: Patterns in modern and Miocene foraminifera of the eastern margin of North America.- *Geological Society of America Bulletin*, 84:217-238.
- Gingele, F. (1992): Zur klimaabhängigen Bildung biogener und terrigener Sedimente und ihrer Veränderung durch die Frühdiagenese im zentralen und östlichen Südatlantik.- *Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen*, 26, 202 S.
- Gingele, F. & Dahmke, A. (1994): Discrete barite particles and barium as tracers of paleoproductivity in South Atlantic sediments.- *Paleoceanography*, 9 (1): 151-168.
- Gingele, F.X. & Kasten, S. (1994): Solid-phase manganese in Southeast Atlantic sediments: Implications for the paleoenvironment.- *Marine Geology*, 121, im Druck.
- Gipp, H.J.W. & Jansen, J.H.F. (1994): Late Quaternary variations in deep-water oceanography in relation to surface productivity: examination of the benthic foraminiferal record in a deep-sea core from the Angola Basin.- In: *The South Atlantic: Present and past circulation*, Bremen, 15.-19. August 1994.- *Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen*, 52: 54.
- Gofas, S. (1978): Une approche du paléoenvironnement océanique: les foraminifères benthiques calcaires, traceurs de la circulation abyssale.- *Thèse doctorale Université de Bretagne Occidentale, Brest*, 149 S.
- Gooday, A.J. (1986): Meiofaunal foraminiferans from the bathyal Porcupine seabight (northeast Atlantic): size structure, standing stock, species diversity and vertical distribution in the sediment.- *Deep-Sea Research*, 33 (1): 1345-1373.
- Gooday, A.J. (1988): A response by benthic foraminifera to the deposition of phytodetritus in the deep sea.- *Nature*, 332: 70-73.
- Gooday, A.J. (1993): Deep-sea benthic foraminiferal species which exploit phytodetritus: Characteristic features and controls on distribution.- *Marine Micropaleontology*, 22: 187-205.
- Gooday, A.J. & Lambshead, P.J.D. (1989): Influence of seasonally deposited phytodetritus on benthic foraminiferal populations in the bathyal northeast Atlantic: the species response.- *Marine Ecology Progress Series*, 58: 53-67.
- Gordon, A.L. (1985): Indian-Atlantic transfer of thermocline water at the Agulhas Retroflexion.- *Science*, 227: 1030-1033.
- Gordon, A.L. (1986): Inter-ocean exchange of thermocline water.- *Journal of Geophysical Research*, 91 (C4): 5037-5046.
- Gordon, A.L. & Haxby, W.F. (1990): Agulhas eddies invade the South Atlantic: Evidence from Geosat altimeter and shipboard conductivity-temperature-depth survey.- *Journal of Geophysical Research*, 95 (C3): 3117-3125.
- Gordon, A.L., Weiss, R.F., Smethie, W.M.Jr. and Warner, M.J. (1992): Thermocline and intermediate water communication between the South Atlantic and Indian Oceans.- *Journal of Geophysical Research*, 97 (C5): 7223-7240.

- Grobe, H. (1986): Spätpleistozäne Sedimentationsprozesse am antarktischen Kontinentalhang vor Kapp Norvegia, östliche Weddell See.- *Berichte zur Polarforschung*, 27, 127 S.
- Grobe, H. & Mackensen, A. (1992): Late Quaternary climate cycles as recorded in sediments from the Antarctic continental margin.- In: Kennett, J.P. & Warnke, D.A. (Eds.): *The Antarctic paleoenvironment: A perspective on global change, Part One.*- Antarctic Research Series, 56: 349-376.
- Grobe, H., Mackensen, A., Hubberten, H.-W. Hubberten, Spiess, V. & Fütterer, D.K. (1990): Stable isotope record and late Quaternary sedimentation rates at the Antarctic continental margin.- In: Bleil, U. & Thiede, J. (Eds.): *Geological History of the Polar Oceans: Arctic Versus Antarctic.*- NATO ASI Series, C, 308: 539-572.
- Haake, F.-W. (1980): Benthische Foraminiferen in Oberflächen-Sedimenten und Kernen des Ostatlantiks vor Senegal/Gambia (Westafrika).- *"Meteor" Forschungs-Ergebnisse, Reihe C*, 32: 1-29.
- Hald, M. & Steinsund, P.I. (1992): Distribution of surface sediment benthic foraminifera in the southwestern Barents Sea.- *J. Foram. Res.*, 22 (4), 347-362.
- Harloff, J. (1994): Distribution of deep sea benthic foraminifera between the Weddell Sea and the Argentine Basin - preliminary results.- In: *The South Atlantic: Present and past circulation*, Bremen, 15.-19. August 1994.- *Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen*, 52: 61.
- Hart, T.J. & Currie, R.I. (1960): The Benguela Current.- *Discovery Report*, 31: 123-298.
- Hay, W.W. & Brock, J.C. (1992): Temporal variation in intensity of upwelling off southwest Africa.- In: Summerhayes, C.P., Prell, W.L. & Emeis, K.C. (Eds.): *Upwelling systems: Evolution since the Early Miocene.*- Geological Society Special Publication, 64: 463-497.
- Heinze, P.-M. (1990): Das Auftriebsgeschehen vor Peru im Spätquartär.- *Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen*, 9: 204 S.
- Hellmer, H.H. (1989): Ein zweidimensionales Modell zur thermohalinen Zirkulation unter dem Schelfeis.- *Berichte zur Polarforschung*, 60: 87 S.
- Hempel, S. (1985): Zur Verbreitung rezenter Foraminiferen auf dem südlichen südafrikanischen Schelf.- *Diplomarbeit, Universität Kiel*, unveröffentl., 43 S.
- Herb, R. (1971): Distribution of Recent benthonic foraminifera in the Drake Passage.- In: Llano, G.A. & Wallen, I.E. (Eds.): *Biology of the Antarctic Seas IV.*- Antarctic Research Series, 17: 251-300.
- Herguera, J.C. (1992): Deep-sea benthic foraminifera and biogenic opal: glacial to postglacial productivity changes in the western equatorial Pacific.- *Marine Micropaleontology*, 19: 79-98.
- Herguera, J.C. (1994): Nutrient, mixing and export indices: A 250 kyr paleoproductivity record from the western equatorial Pacific.- In: Zahn, R., Pedersen, T.F., Kaminski, M.A. & Labeyrie, L. (Eds.): *Carbon Cycling in the Glacial Ocean: Constraints on the Ocean's Role in Global Change.*- NATO ASI Series I, 17: 481-519.
- Herguera, J.C. & Berger, W.H. (1991): Paleoproductivity from benthic foraminifera abundance: glacial to postglacial change in the west-equatorial Pacific.- *Geology*, 19: 1173-1176.
- Hermelin, J.O.R. & Shimmield, G.B. (1990): The importance of the oxygen minimum zone and sediment geochemistry in the distribution of Recent benthic foraminifera in the northwest Indian Ocean.- *Marine Geology*, 91: 1-29.
- Hermelin, J.O.R. & Shimmield, G.B. (1994): The impact of productivity events on the benthic foraminiferal fauna in the Arabian Sea.- In: *FORAMS'94, International Symposium on Foraminifera*, Berkeley.- *PaleoBios* 16 (2), Supplement : 35.
- Heron-Allen, E. & Earland, A. (1922): Protozoa, Part II. Foraminifera.- *British Antarctic ("Terra Nova") Expedition, 1910, Zoology*, 6 (2): 25-268.
- Hodell, D.A. (1993): Late Pleistocene paleoceanography of the South Atlantic sector of the Southern Ocean: Ocean Drilling Program Hole 704A.- *Paleoceanography*, 8 (1): 47-67.
- Höflich, O. (1984): Climate of the South Atlantic Ocean.- In: Van Loon, H. (Ed.): *World survey of climatology, Volume 15, Climates of the Oceans*, 1-191.
- Höglund, H. (1947): Foraminifera in the Gullmar Fjord and the Skagerak.- *Zoologiska Bidrag Från Uppsala*, 26: 1-328.
- Hofker, J. (1972): Primitive agglutinated foraminifera.- *E.J. Brill, Leiden*, 95 S.

- Howard, W.R. & Prell, W.L. (1992): Late Quaternary surface circulation of the southern Indian Ocean and its relationship to orbital variations.- *Paleoceanography*, 7 (1): 79-117.
- Imbrie, J., Berger, A., Boyle, E.A., Clemens, S.C., Duffy, A., Howard, W.R., Kukla, G., Kutzbach, J., Martinson, D.G., McIntyre, A., Mix, A.C., Molfino, B., Morley, J.J., Peterson, L.C., Pisias, N.G., Prell, W.L., Raymo, M.E., Shackleton, N.J. & Toggweiler, J.R. (1993): On the structure and origin of major glaciation cycles, 2. The 100,000-year cycle.- *Paleoceanography*, 8 (6): 699-735.
- Imbrie, J., Boyle, E.A., Clemens, S.C., Duffy, A., Howard, W.R., Kukla, G., Kutzbach, J., Martinson, D.G., McIntyre, A., Mix, A.C., Molfino, B., Morley, J.J., Peterson, L.C., Pisias, N.G., Prell, W.L., Raymo, M.E., Shackleton, N.J. & Toggweiler, J.R. (1992): On the structure and origin of major glaciation cycles, 1. Linear responses to Milankovitch.- *Paleoceanography*, 7 (6): 701-738.
- Imbrie, J., Hays, J.D., Martinson, D.G., McIntyre, A., Mix, A.C., Morley, J.J., Pisias, N.G., Prell, W.L. & Shackleton, N.J. (1984): The orbital theory of Pleistocene climate: Support from a revised chronology of the marine  $\delta^{18}\text{O}$  record.- In: Berger, A., Imbrie, J., Hays, J., Kugla, G. & Sattmann, B. (Eds.): *Milankovitch and Climate*.- Reidel, Dordrecht, 269-305.
- Imbrie, J. & Kipp, N.G. (1971): A new micropaleontological method for quantitative paleoclimatology: Application to a Late Pleistocene Caribbean Core.- In: Turekian, K.K. (Ed.): *The Late Cenozoic Glacial Ages*. Yale Univ. Press, 71-181.
- Imbrie, J., McIntyre, A. & Mix, A. (1989): Oceanic response to orbital forcing in the late Quaternary: Observational and experimental strategies.- In: Berger, A. et al. (Eds.): *Climate and Geosciences*, 285: 121-164.
- Jansen, J.H.F. (1985): Middle and late Quaternary carbonate production and dissolution, and paleoceanography of the eastern Angola Basin, South Atlantic Ocean.- In: Hsu, K.J. & Weissert, H.J. (1985): *South Atlantic Paleoceanography*.- Cambridge University Press, 25-46.
- Jansen, J.H.F. (1994): Late Quaternary paleoceanography of the eastern South Atlantic and paleoclimate of the west equatorial Africa as recorded in marine sediments.- In: *The South Atlantic: Present and past circulation*, Bremen, 15.-19. August 1994.- *Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen*, 52: 71.
- Jansen, J.H.F. & Van der Gaast, S.J. (1988): Accumulation and dissolution of opal in Quaternary sediments of the Zaire deep-sea fan (northeastern Angola Basin).- *Marine Geology*, 83: 1-7.
- Jansen, J.H.F. & Van Iperen, J.M. (1991): A 220,000-year climatic record for the east equatorial Atlantic Ocean and equatorial Africa: evidence from diatoms and opal phytoliths in the Zaire (Congo) deep-sea fan.- *Paleoceanography*, 6 (5): 573-591.
- Jöreskog, K.G., Klován, J.E. & Reymont, R.A. (1976): *Geological Factor Analysis*.- Elsevier, Amsterdam, Oxford, New York, 178 S.
- Jorriën, F.J., Barmawidjaja, D.M., Puskarić, S. & Van der Zwaan, G.J. (1992): Vertical distribution of benthic foraminifera in the northern Adriatic Sea: The relation with the organic flux.- *Marine Micropaleontology*, 19: 131-146.
- Keir, R.S. (1988): On the Late Pleistocene ocean geochemistry and circulation.- *Paleoceanography*, 3 (4): 413-445.
- Killworth, P.D. (1983): Deep convection in the world ocean.- *Reviews of Geophysics and Space Physics*, 21 (1): 1-26.
- Lagoe, M.B. (1976): Species diversity of deep-sea benthonic foraminifera from the central Arctic Ocean.- *Geological Society of America Bulletin*, 87: 1678-1683.
- Lea, D.W. & Boyle, E.A. (1990): Foraminiferal reconstruction of barium distributions in water masses of the glacial oceans.- *Paleoceanography*, 5: 719-742.
- Leutenegger, S. & Hansen, H.J. (1979): Ultrastructural and radiotracer studies of pore function in foraminifera.- *Marine Biology*, 54: 11-16.
- Levy, A., Mathieu, R., Poignant, A., Rosset-Moulinier, M., Ubaldo, M. de L. & Ambroise, D. (1993): Recent foraminifera from the continental margin of Portugal.- *Micropaleontology*, 39 (1): 75-87.
- Linke, P. & Lutze, G.F. (1993): Microhabitat preferences of benthic foraminifera - a static concept or a dynamic adaptation to optimize food acquisition?.- *Marine Micropaleontology*, 20: 215-234.

- Loeblich, A.R. & Tappan, H. (1964): Sarcodina. Chiefly "Thecamoebians" and Foraminiferida.- In: Moore, R. (Ed.): Treatise on Invertebrate Paleontology, Part C Protista 2 (1+2).- The University of Kansas Press und The Geological Society of America, Boulder, Lawrence, 900 S.
- Loeblich, A.R. & Tappan, H. (1988): Foraminiferal genera and their classification.- Van Nostrand Reinhold Company, New York, 970 + 1061 S.
- Lohmann, G.P. (1978a): Abyssal benthonic foraminifera as hydrographic indicators in the western South Atlantic Ocean.- *Journal of Foraminiferal Research*, 8 (1): 6-34.
- Lohmann, G.P. (1978b): Response of the deep sea to ice ages.- *Oceanus*, 21 (4): 58-64.
- Lohmann, G.P. (1981): Modern benthic foraminiferal biofacies: Rio Grande Rise.- *EOS*, 62: 903.
- Lohmann, G.P. (1992): Increasing seasonal upwelling in the subtropical South Atlantic over the past 700,000 yrs: Evidence from deep-living planktonic foraminifera.- *Marine Micropaleontology*, 19: 1-12.
- Lorius, C., Jouzel, J., Raynaud, D., Hansen, J. & Letreut, H. (1990): The ice-core record: climate sensitivity and future greenhouse warming.- *Nature*, 347: 139-145.
- Loubere, P. (1991): Deep-sea benthic foraminiferal assemblage response to a surface ocean productivity gradient: A test.- *Paleoceanography*, 6 (2): 193-204.
- Loubere, P., Banonis, G. & Jakiel, R. (1988): *Globocassidulina subglobosa* (Brady): Environmental control of species abundance and specimen test size.- *Journal of Foraminiferal Research*, 18 (1): 6-15.
- Loubere, P., Gary, A. & Lagoe, M. (1993): Sea-bed biogeochemistry and benthic foraminiferal zonation on the slope of the Northwest Gulf of Mexico.- *Palaos*, 8: 439-449.
- Lutjeharms, J.R.E. & Meeuwis, J.M. (1987): The extent and variability of South-East Atlantic upwelling.- In: Payne, A.I.L., Gulland, J.A. & Brink, K.H. (Eds.): The Benguela and comparable ecosystems.- *South African Journal of Marine Science*, 5: 51-62.
- Lutjeharms, J.R.E. & Stockton, P.L. (1987): Kinematics of the upwelling front off Southern Africa.- In: Payne, A.I.L., Gulland, J.A. & Brink, K.H. (Eds.): The Benguela and comparable ecosystems.- *South African Journal of Marine Science*, 5: 35-49.
- Lutjeharms, J.R.E. & Valentine, H.R. (1987): Water types and volumetric considerations of the South-east Atlantic upwelling regime.- In: Payne, A.I.L., Gulland, J.A. & Brink, K.H. (Eds.): The Benguela and comparable ecosystems.- *South African Journal of Marine Science*, 5: 35-49.
- Lutze, G.F. (1964): Zum Färben rezenter Foraminiferen.- *Meyniana*, 14, 43-47.
- Lutze, G.F. (1974): Benthische Foraminiferen in Oberflächensedimenten des Persischen Golfes. Teil 1: Arten.- "Meteor" Forschungs-Ergebnisse, Reihe C, 17: 1-66.
- Lutze, G.F. (1980): Depth distribution of benthic foraminifera on the continental margin off NW Africa.- "Meteor" Forschungs-Ergebnisse, Reihe C, 32: 31-80.
- Lutze, G.F. (1986): *Uvigerina* species of the eastern North Atlantic.- In: Van Der Zwaan, G.F., Jorissen, F.J., Verhallen, P.J.J.M. & Von Daniels, C.H. (Eds.): Atlantic-European Oligocene to Recent *Uvigerina*.- *Utrecht Micropaleontological Bulletins*, 35: 21-46.
- Lutze, G.F. (1987): Benthische Foraminiferen: Vertikale Verteilung in den obersten Sedimentlagen und Probleme bei der Entnahme von Standard-Proben.- *Berichte des Sonderforschungsbereich 313, Universität Kiel*, 6: 79-87.
- Lutze, G.F. & Coulbourn, W.T. (1983/1984): Recent benthic foraminifera from the continental margin of northwest Africa: community structure and distribution.- *Marine Micropaleontology*, 8: 361-401.
- Lutze, G.F., Pflaumann, U. & Weinholz, P. (1986): Jungquartäre Fluktuationen der benthischen Foraminiferenfaunen in Tiefsee-Sedimenten vor NW-Afrika - Eine Reaktion auf Produktivitätsänderungen im Oberflächenwasser.- "Meteor" Forschungs-Ergebnisse, Reihe C, 40: 163-180.
- Lutze, G.F. & Thiel, H. (1989): Epibenthic foraminifera from elevated microhabitats: *Cibicides* *wuellerstorfi* and *Planulina* *ariminensis*.- *Journal of Foraminiferal Research*, 19: 153-158.
- Lyle, M. (1988): Climatically forced organic carbon burial in equatorial Atlantic and Pacific Oceans.- *Nature*, 335: 529-532.

- Lynch-Stieglitz, J. & Fairbanks, R.G. (1994): A conservative tracer for glacial isotope and palaeonutrient measurements in benthic foraminifera.- *Nature*, 369: 308-310.
- Macarthur, R.H. & Macarthur, J.W. (1961): On bird species diversity.- *Ecology*, 42: 594-598.
- Mackensen, A. (1985): Verbreitung und Umwelt benthischer Foraminiferen in der Norwegischen See.- Dissertation, Universität Kiel, 126 S.
- Mackensen, A. (1987): Benthische Foraminiferen-Artengruppen auf dem Island-Schottland-Rücken: Umwelt-Anzeiger an der Grenze zweier ozeanischer Räume.- *Paläontologische Zeitschrift*, 61: 149-179.
- Mackensen, A. (1992): Neogene benthic foraminifers from the southern Indian Ocean (Kerguelen Plateau): Biostratigraphy and paleoecology.- In: Wise, S.W., Jr., Schlich, R. et al.: *Proceedings of the Ocean Drilling Program, Scientific Results*, 120: 649-673.
- Mackensen, A. & Douglas, R.G. (1989): Down-core distribution of live and dead deep-water benthic foraminifera in box cores from the Weddell Sea and the California Borderland.- *Deep-Sea Res.*, 36(6): 879-900.
- Mackensen, A., Fütterer, D.K., Grobe, H. & Schmiedl, G. (1993a): Benthic foraminiferal assemblages from the eastern South Atlantic Polar Front region between 35° and 57°S: Distribution, ecology and fossilization potential.- *Marine Micropaleontology*, 22: 33-69.
- Mackensen, A., Grobe, H., Hubberten, H.-W. & Kuhn, G. (1994): Benthic foraminiferal assemblages and the  $\delta^{13}\text{C}$ -signal in the Atlantic sector of the Southern Ocean: Glacial-to-interglacial contrasts.- In: Zahn, R., Pedersen, T.F., Kaminski, M.A. & Labeyrie, L. (Eds.): *Carbon Cycling in the Glacial Ocean: Constraints on the Ocean's Role in Global Change*.- NATO ASI Series I, 17: 105-144.
- Mackensen, A., Grobe, H., Hubberten, H.-W., Spiess, V. & Fütterer, D.K. (1989): Stable isotope stratigraphy from the Antarctic continental margin during the last one million years.- *Marine Geology*, 87: 315-321.
- Mackensen, A., Grobe, H., Kuhn, G. & Fütterer, D.K. (1990): Benthic foraminiferal assemblages from the eastern Weddell Sea between 68 and 73°S: Distribution, ecology and fossilization potential.- *Marine Micropaleontology*, 16: 241-283.
- Mackensen, A. & Hald, M. (1988): *Cassidulina teretis* Tappan and *C. laevigata* d'Orbigny: Their modern and Late Quaternary distribution in Northern Seas.- *Journal of Foraminiferal Research*, 18 (1): 16-24.
- Mackensen, A., Hubberten, H.-W., Bickert, T., Fischer, G. & Fütterer, D.K. (1993b): The  $\delta^{13}\text{C}$  in benthic foraminiferal tests of *Fontbotia wuellerstorfi* (Schwager) relative to the  $\delta^{13}\text{C}$  of dissolved inorganic carbon in Southern Ocean deep water: Implications for glacial ocean circulation models.- *Paleoceanography*, 8 (5): 587-610.
- Mackensen, A., Sejrup, H.P. & Jansen, E. (1985): The distribution of living and dead benthic foraminifera along the continental slope and rise off southwest Norway.- *Marine Micropaleontology*, 9: 275-306.
- Malmgren, B.A. & Haq, B.U. (1982): Assessment of quantitative techniques in Paleobiogeography.- *Marine Micropaleontology*, 7: 213-236.
- McCorkle, D.C., Veeh, H.H. & Heggie, D.T. (1994): Glacial-Holocene paleoproductivity off western Australia: A comparison of proxy records.- In: Zahn, R., Pedersen, T.F., Kaminski, M.A. & Labeyrie, L. (Eds.): *Carbon Cycling in the Glacial Ocean: Constraints on the Ocean's Role in Global Change*.- NATO ASI Series I, 17: 443-479.
- McIntyre, A., Ruddiman, W.F., Karlin, K. & Mix, A.C. (1989): Surface water response of the equatorial Atlantic Ocean to orbital forcing.- *Paleoceanography*, 4 (1): 19-55.
- Meyers, P.A. (1992): Organic matter variations in sediments from DSDP sites 362 and 532: evidence of changes in the Benguela Current upwelling system.- In: Summerhayes, C.P., Prell, W.L. & Emeis, K.C. (Eds.): *Upwelling systems: Evolution since the Early Miocene*.- Geological Society Special Publication, 64: 323-329.
- Mead, G.A. (1985): Recent benthic foraminifera in the Polar Front region of the southwest Atlantic.- *Micropaleontology*, 31 (3): 221-248.
- Mead, G.A. & Kennett, J.P. (1987): The distribution of recent benthic foraminifera in the Polar Front region, southwest Atlantic.- *Marine Micropaleontology*, 11: 343-360.

## 10 Literatur

---

- Meinecke, G. (1992): Spätquartäre Oberflächenwassertemperaturen im östlichen äquatorialen Atlantik.- Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen, 29, 181 S.
- Melles, M. (1991): Paläoglazilogie und Paläozeanographie im Spätquartär am Kontinentalrand des südlichen Weddellmeeres, Antarktis.- Berichte zur Polarforschung, 91: 190 S.
- Metcalfe, W.G., Heezen, B.C. & Stalcup, M.C. (1964): The sill depth of the Mid-Atlantic Ridge in the equatorial region.- Deep-Sea Research, 11: 1-10.
- Miao, Q. & Thunell, R.C. (1993): Recent deep-sea benthic foraminiferal distributions in the South China and Sulu Seas.- Marine Micropaleontology, 22: 1-32.
- Midttun, L. (1985): Formation of dense bottom water in the Barents Sea.- Deep-Sea Research, 32 (10): 1233-1241.
- Miller, K.G. & Lohmann, G.P. (1982): Environmental distribution of Recent benthic foraminifera on the northeast United States continental slope.- Geological Society of America Bulletin, 93: 200-206.
- Mix, A.C. (1989): Pleistocene paleoproductivity: Evidence from organic carbon and foraminiferal species.- In: Berger, W.H., Smetacek, V.S. & Wefer, G. (Eds.): Productivity of the ocean: Present and past.- Life Sciences Research Report, 44: 313-340.
- Moodley, L. & Hess, C. (1992): Tolerance of infaunal benthic foraminifera for low and high oxygen concentrations.- Biological Bulletin, 183: 94-98.
- Morley, J.J. & Hays, J.D. (1979): Comparison of glacial and interglacial oceanographic conditions in the South Atlantic from variations in calcium carbonate and radiolarian distributions.- Quaternary Research, 12: 396-408.
- Moroshkin, K.V., Bubnov, V.A. & Bulatov, R.P. (1970): Water circulation in the Eastern South Atlantic Ocean.- Oceanology, 10: 27-34.
- Mortlock, R.A., Charles, C.D., Froelich, P.N., Zibello, M.A., Saltzman, J., Hays, J.D. & Burckle, L.H. (1991): Evidence for lower productivity in the Antarctic Ocean during the last glaciation.- Nature, 351: 220-223.
- Müller, P.J. & Suess, E. (1979): Productivity, sedimentation rate, and sedimentary organic matter in the oceans - I. Organic carbon preservation.- Deep-Sea Research, 26A: 1347-1362.
- Müller, P.J., Erlenkeuser, H. & Grafenstein, R. v. (1983): Glacial-interglacial cycles in oceanic productivity inferred from organic carbon contents in eastern North Atlantic sediment cores.- In: Thiede, J. & Suess, E. (Eds.): Coastal Upwelling, Part B.- Plenum Press, New York, 365-398.
- Murray, D.W. & Prell, W.L. (1992): Late Pliocene and Pleistocene climatic oscillations and monsoon upwelling recorded in sediments from the Owen Ridge, northwestern Arabian Sea.- In: Summerhayes, C.P., Prell, W.L. & Emeis, K.C. (Eds.): Upwelling systems: Evolution since the Early Miocene.- Geological Society Special Publication, 64: 301-321.
- Murray, J.W. (1973): Distribution and Ecology of Living Benthic Foraminiferids.- Heinemann Educational Books Ltd., London, 274 S.
- Murray, J.W. (1991): Ecology and Palaeoecology of Benthic Foraminifera.- Longman Scientific & Technical, 397 S.
- Nelson, G. & Hutchings, L. (1983): The Benguela upwelling area.- Progress in Oceanography, 12 (3): 333-356.
- Nielsen, S.E. & Jensen, A.E. (1957): Primary oceanic production. The autotrophic production of organic matter in the oceans.- Galathea Report, 1: 49-136.
- Nürnberg, C.C., Bohrmann, G. & Schlüter, M. (1994): Barium as a tracer of paleoproductivity.- In: The South Atlantic: Present and past circulation, Bremen, 15.-19. August 1994.- Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen, 52: 104.
- Oberhänsli, H. (1991): Upwelling signals at the northeastern Walvis Ridge during the past 500,000 years.- Paleoceanography, 6 (1): 53-71.
- O'Connor, J.M. & Le Roex, A.P. (1992): South Atlantic hot spot-plume systems: 1. Distribution of volcanism in time and space.- Earth and Planetary Science Letters, 113: 343-364.
- Oppo, D.W. & Fairbanks, R.G. (1987): Variability in the deep and intermediate water circulation of the Atlantic Ocean during the past 25,000 years: Northern Hemisphere modulation of the Southern Ocean.- Earth and Planetary Science Letters, 86: 1-15.



- Oppo, D.W. & Fairbanks, R.G. (1990): Atlantic Ocean thermohaline circulation of the last 150,000 years: relationship to climate and atmospheric CO<sub>2</sub>.- *Paleoceanography*, 5: 277-288.
- Oppo, D.W., Fairbanks, R.G. & Gordon, A.L. (1990): Late Pleistocene Southern Ocean  $\delta^{13}\text{C}$ .- *Paleoceanography*, 5 (1): 43-54.
- Paillard, D., Lecoat, F., Chol, E. & Jodet, L. (1992): Analyseries. Computer Program for graphical correlation on a Macintosh. Preliminary version.
- Patten, B.C. (1962): Species diversity in net phytoplankton of Raritan Bay.- *Journal of Marine Research*, 20, 57-75.
- Perez-Cruz, L.L. & Machain-Castillo, M.L. (1990): Benthic foraminifera of the oxygen minimum zone, continental shelf of the Gulf of Tehuantepec, Mexico.- *Journal of Foraminiferal Research*, 20 (4): 312-325.
- Peterson, L.C. (1983/1984): Recent abyssal benthic foraminiferal biofacies of the eastern equatorial Indian Ocean.- *Marine Micropaleontology*, 8: 479-519.
- Peterson, R.G. & Stramma, L. (1991): Upper-level circulation in the South Atlantic Ocean.- *Progress in Oceanography*, 26: 1-73.
- Phleger, R.G. & Parker, F.L. (1951): Ecology of foraminifera, northwest gulf of Mexico. Part II. Foraminifera species.- *The Geological Society of America, Memoir* 46: 1-64.
- Phleger, F.B., Parker, F.L. & Peirson, J.F. (1953): North Atlantic Foraminifera.- *Reports of the Swedish Deep-Sea Expedition*, 7, Sediment Cores from the North Atlantic Ocean, 1: 3-121.
- Pickard, G.L. & Emery, W.J. (1990): Descriptive physical oceanography.- Pergamon Press, Oxford, New York, Beijing, Frankfurt, São Paulo, Sydney, Tokyo, Toronto, 5. Aufl., 320 S.
- Piola, A.R. & Georgi, D.T. (1982): Circumpolar properties of Antarctic Intermediate Water and Subantarctic Mode Water.- *Deep-Sea Research*, 29 (6A): 687-711.
- Pisias, N.C. & Shackleton, N.J. (1984): Modelling the global climate response to orbital forcing and atmospheric carbon dioxide changes.- *Nature*, 310: 757-759.
- Pokras, E.M. & Mix, A.C. (1987): Earth's precession cycle and Quaternary climatic change in tropical Africa.- *Nature*, 326: 486-487.
- Prell, W.L., Huston, W.H. & Williams, D.F. (1979): The Subtropical Convergence and late Quaternary circulation in the southern Indian Ocean.- *Marine Micropaleontology*, 4: 225-234.
- Rathburn, A.E. & Corliss, B.H. (1994): The ecology of living (stained) deep-sea benthic foraminifera from the Sulu Sea.- *Paleoceanography*, 9 (1): 87-150.
- Raymo, M.E., Ruddiman, W.F., Shackleton, N.J. & Oppo, D.W. (1990): Evolution of Atlantic-Pacific  $\delta^{13}\text{C}$  gradients over the last 2.5 m.y.- *Earth and Planetary Science Letters*, 97: 353-368.
- Raynaud, D., Jouzel, J., Barnola, J.M., Chappellaz, J., Delmas, R.J. & Lorius, C. (1993): The ice record of greenhouse gases.- *Science*, 259: 926-934.
- Reid, J.L. (1989): On the total geostrophic circulation of the South Atlantic Ocean: Flow patterns, tracers, and transports.- *Progress in Oceanography*, 23: 149-244.
- Reid, J.L., Brewer, P.G. & Gordon, L.I. (1973): GEOSECS Preliminary Report, Leg 8, Capetown to Dakar, February 10 to March 7, 1973.
- Resig, J.M. (1981): Biogeography of benthic foraminifera of the northern Nazca plate and adjacent continental margin.- *Geological Society of America, Memoir* 154: 619-666.
- Revsbech, N.P., Sørensen, J. & Blackburn, T.H. (1980): Distribution of oxygen in marine sediments measured with microelectrodes.- *Limnology and Oceanography*, 25: 403-411.
- Rintoul, S.R. (1991): South Atlantic interbasin exchange.- *Journal of Geophysical Research*, 96 (C2): 2675-2692.
- Ruddiman, W.F., McIntyre, A. & Raymo, M.E. (1987): Paleoenvironmental results from north Atlantic sites 607 and 609.- *Initial Reports of the Deep Sea Drilling Project*, 94: 855-878.
- Ruddiman, W.F., Raymo, M.E., Martinson, B., Clement, M. & Backman, J. (1989): Pleistocene evolution of northern hemisphere climate.- *Initial Reports of the Deep Sea Drilling Project*, 94: 855-878.
- Rudels, B. & Quadfasel, D. (1991): Convection and deep water formation in the Arctic Ocean-Greenland Sea System.- *Journal of Marine Systems*, 2: 435-450.

## 10 Literatur

---

- Rutgers van der Loeff, M.M. (1990): Oxygen in pore waters of deep-sea sediments.- Phil. Trans. R. Soc. Lond., A 331: 69-84.
- Sarnthein, M. & Winn, K. (1990): Reconstruction of low and middle latitude export productivity, 30,000 years to Present: Implications for global carbon reservoirs.- In: Schlesinger, M.E. (Ed.): Climate-Ocean Interaction, Dordrecht (Kluwer), 319-342.
- Sarnthein, M., Winn, K., Duplessy, J.C. & Fontugne, M.R. (1988): Global variations of surface ocean productivity in low and mid latitudes: Influence on CO<sub>2</sub> reservoirs of deep ocean and atmosphere during the last 21,000 years.- Paleocyanography, 3: 361-399.
- Schell, I.I. (1970): Variability and persistence in the Benguela Current and upwelling off Southwest Africa.- Journal of Geophysical Research, 75 (25): 5335-5241.
- Schiebel, R. (1992): Rezente benthische Foraminiferen in Sedimenten des Schelfes und oberen Kontinentalhanges im Golf von Guinea (Westafrika).- Berichte-Reports, Geologisch-Paläontologisches Institut, Universität Kiel, 51: 179 S.
- Schlüter, M. (1990): Zur Frühdiagenese von organischem Kohlenstoff und Opal in Sedimenten des südlichen Weddellmeeres. Geochemische Analyse und Modellierung.- Berichte zur Polarforschung, 73: 156 S.
- Schmidt, H. (1992): Der Benguela-Strom im Bereich des Walfisch-Rückens im Spätquartär.- Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen, 28, 172 S.
- Schneider, R. (1991): Spätquartäre Produktivitätsänderungen im östlichen Angola-Becken: Reaktion auf Variationen im Passat-Monsun-Windsystem und in der Advektion des Benguela-Küstenstroms.- Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen, 21, 198 S.
- Schneider, R., Müller, P., Ruhland, G. & Ehrhardt, I. (1994): Surface circulation and productivity in the eastern South Atlantic during the late Quaternary: Influence of boreal monsoonal forcing and southern water mass advection.- In: The South Atlantic: Present and past circulation, Bremen, 15.-19. August 1994.- Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen, 52: 136.
- Schnitker, D. (1974): West Atlantic abyssal circulation during the past 120,000 years.- Nature, 248, 385-387.
- Schnitker, D. (1979): The deep waters of the western North Atlantic during the past 24,000 years, and the re-initiation of the Western Boundary Undercurrent.- Marine Micropaleontology, 4: 265-280.
- Schnitker, D. (1980): Quaternary deep-sea benthic foraminifers and bottom water masses.- In: Donath, I.F.E. (Ed.): Annual Review of Earth and Planetary Sciences, 8: 343-370.
- Schnitker, D. (1984): High resolution records of benthic foraminifers in the Late Neogene of the northeastern Atlantic. In: Roberts, D.G., Schnitker, D., et al. (Eds.): Initial Reports of the DSDP, 81: 611-622.
- Schnitker, D. (1994): Deep-sea benthic foraminifers: Food and bottom water masses.- In: Zahn, R., Pedersen, T.F., Kaminski, M.A. & Labeyrie, L. (Eds.): Carbon Cycling in the Glacial Ocean: Constraints on the Ocean's Role in Global Change.- NATO ASI Series I, 17: 539-554.
- Schröder, C.J. (1986): Deep-water arenaceous foraminifera in the northwest Atlantic Ocean.- Canadian Technical Report of Hydrography and Ocean Sciences, 71, 191 S.
- Schröder, C.J., Scott, D.B. & Medioli, F.S. (1987): Can smaller benthic foraminifera be ignored in paleoenvironmental analyses?.- Journal of Foraminiferal Research, 17 (2): 101-105.
- Schulz, H.D. & Fahrteilnehmer (1992): Bericht und erste Ergebnisse über die Meteor-Fahrt M 20/2 Abidjan - Dakar, 27.12.1991 - 3.2.1992.- Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen, 25: 173 S.
- Sejrup, H.-P. & Guilbault, J.-P. (1980): *Cassidulina reniforme* and *C. optusa* (Foraminifera), taxonomy, distribution, and ecology.- Sarsia, 65 (2): 79-85.
- Sen Gupta, B.K. (1989): Morphology and generic placement of the foraminifer "*Anomalina wuellerstorfi*" Schwager.- Journal of Paleontology, 63 (5): 706-713.
- Sen Gupta, B.K. & Machain-Castillo, M.L. (1993): Benthic foraminifera in oxygen-poor habitats.- Marine Micropaleontology, 20: 183-201.
- Shannon, C.E. (1948): A mathematical theory of communication.- Bell. Syst. Tech. J., 27: 379-423, 623-656.

- Shannon, L.V. (1966): Hydrology of the south and west coasts of South Africa, Division of Sea Fisheries, Investigational Report, 58: 52 S.
- Shannon, L.V. (1985): The Benguela ecosystem Part I. Evolution of the Benguela, physical features and processes.- In: Barnes, M. (Ed.): Oceanography and Marine Biology Annual Review, 23: 105-182.
- Shannon, L.V., Agenbag, J.J. & Buys, M.E.L. (1987): Large- and mesoscale features of the Angola-Benguela Front.- South African Journal of marine Sciences, 5: 11-34.
- Shannon, L.V., Agenbag, J.J., Walker, N.D. & Lutjeharms, J.R.E. (1990): A major perturbation in the Agulhas retroflection area in 1986.- Deep-Sea Research, 37: 493-512
- Shannon, L.V. & Chapmann, P. (1991): Evidence of Antarctic Bottom Water in the Angola Basin at 32°S.- Deep-Sea Research, 38 (10): 1299-1304.
- Shannon, L.V., Lutjeharms, J.R.E. & Agenbag, J.J. (1989): Episodic input of Subantarctic Water into the Benguela region.- South African Journal of marine Science, 5: 11-34.
- Shimmield, G.B. (1992): Can sediment geochemistry record changes in coastal upwelling paleoproductivity? Evidence from northwest Africa and the Arabian Sea.- In: Summerhayes, C.P., Prell, W.L. & Emeis, K.C. (Eds.): Upwelling systems: Evolution since the Early Miocene.- Geological Society Special Publication, 64: 29-46.
- Shimmield, G., Derrick, S., Mackensen, A., Grobe, H. & Pudsey, C. (1994): The history of barium, biogenic silica and organic carbon accumulation in the Weddell Sea and Antarctic Ocean over the last 150,000 years.- In: Zahn, R., Pedersen, T.F., Kaminski, M.A. & Labeyrie, L. (Eds.): Carbon Cycling in the Glacial Ocean: Constraints on the Ocean's Role in Global Change.- NATO ASI Series I, 17: 555-574.
- Siegenthaler, U. (1990): Glacial-Interglacial atmospheric CO<sub>2</sub> variations.- Snowmass, Summer 1989, 2nd Global Change Institute, 19 S.
- Sjoerdsma, P.G. & Van der Zwaan, G.J. (1992): Simulating the effect of changing organic flux and oxygen content on the distribution of benthic foraminifers.- Marine Micropaleontology, 19 (1/2): 163-180.
- Smart, C.W., King, S.C., Gooday, A.J., Murray, J.W. & Thomas, E. (1994): A benthic foraminiferal proxy of pulsed organic matter paleofluxes.- Marine Micropaleontology, 23: 89-99.
- Stocker, T.F. & Wright, D.G. (1991): Rapid transitions of the ocean's deep circulation induced by changes in surface water fluxes.- Nature, 729-732.
- Stander, G.H. (1964): The Benguela Current off South West Africa.- Administration of South West Africa, Marine Research Laboratory, Investigational Report, 12: 43S.
- Stramma, L. & Peterson, R.G. (1989): Geostrophic transport in the Benguela Current region.- Journal of Physical Oceanography, 19: 1440-1448.
- Streeter, S.S. (1972): Living benthonic foraminifera of the Gulf of California, a factor analysis of Phleger's (1964) data.- Micropaleontology, 18, 64-73.
- Streeter, S.S. (1973): Bottom water and benthonic foraminifera in the North Atlantic glacial-interglacial contrasts.- Quaternary Research, 3, 131-141.
- Streeter, S.S. & Shackleton, N.J. (1979): Paleocirculation on the deep North Atlantic: 150,000 yr. record of benthic foraminifera and oxygen-18.- Science, 203: 168-170.
- Suess, E. (1980): Particulate organic carbon flux in the oceans - surface productivity and oxygen utilization.- Nature, 288: 260-263.
- SYSTAT (1990-92): SYSTAT 5.2.1 (Coprocesor) for the Macintosh.- SYSTAT, Inc., Evanston, Illinois.
- Talley, L.D. & McCartney, M.S. (1982): Distribution and circulation of Labrador Sea water.- Journal of Physical Oceanography, 12:1189-1205.
- Thunell, R.C. (1982): Carbonate dissolution and abyssal hydrography in the Atlantic Ocean.- Marine Geology, 47: 165-180.
- Timm, S. (1992): Rezente Tiefsee-Benthosforaminiferen aus Oberflächensedimenten des Golfes von Guinea (Westafrika) - Taxonomie, Verbreitung, Ökologie und Korngrößenfraktionen.- Berichte-Reports, Geologisch-Paläontologisches Institut, Universität Kiel, 59: 192 S.
- Tsuchiya, M. (1989): Circulation of the Antarctic Intermediate Water in the North Atlantic Ocean.- Journal of Marine Research, 47, 747-755.

- Tucholke, B.E. & Embley, R.W. (1984): Cenozoic regional erosion of the abyssal sea floor off South Africa. In: Schlee, J.S. (Ed.): *Interregional Unconformities and Hydrocarbon Accumulation*. American Association of Petroleum Geologists, AAPG Memoir, 36: 145-164.
- Uchio, T. (1960): Ecology of living benthonic foraminifera from the San Diego, California, Area.- Cushman Foundation for Foraminiferal Research, Special Publication, 5: 3-72.
- Van Bennekom, A.J. & Berger, G.W. (1984): Hydrography and silica budget of the Angola Basin.- *Netherlands Journal of Sea Research*, 17(2-4): 149-200.
- Van Bennekom, A.J., Jansen, J.H.F., Van der Gaast, S.J., Van Iperen, J.M. & Pieters, J. (1989): Aluminium-rich opal: an intermediate in the preservation of biogenic silica in the Zaire (Congo) deep-sea fan.- *Deep-Sea Research*, 36 (2): 173-190.
- Van Foreest, D., Shillington, F.A. & Legeckis, R. (1984): Large scale, stationary, frontal features in the Benguela Current system.- *Continental Shelf Research*, 3 (4): 465-474.
- Van Leeuwen, R.J.W. (1989): Sea-floor distribution and Late Quaternary faunal patterns of planktonic and benthic foraminifers in the Angola Basin.- *Utrecht Micropaleontological Bulletins*, 38, 290 S.
- Van Morkhoven, P.C.M., Berggren, A. & Edwards, A.S. (1986): Cenozoic cosmopolitan deep-water benthic foraminifera.- *Bulletin des Centres de Recherches Exploration-Production Elf-Aquitaine*, Mem. 11: 421 S.
- Van Zidderen Bakker, E.M. (1980): Comparison of Late Quaternary paleoclimates of southern Africa.- *Paleoecology of Africa*, 12: 381-394.
- Van Zidderen Bakker, E.M. (1982): African paleoenvironments 18,000 yrs BP.- *Paleoecology of Africa*, 15: 77-99.
- Verardo, D.J. & McIntyre, A. (1994): Production and destruction: Control of biogenous sedimentation in the tropical Atlantic 0-300,000 years B.P.- *Paleoceanography*, 9 (1): 63-86.
- Walton, W.R. (1952): Techniques for recognition of living foraminifera.- *Contributions from the Cushman Foundation for Foraminiferal Research*, 3: 56-60.
- Warren, B. (1981): Deep circulation of the world ocean.- In: Warren, B. & Wunsch, C. (Eds.): *Evolution of physical oceanography: Scientific survey in honor of Henry Stommel*. MIT Press, Cambridge, Mass., 6-41.
- Weaver, P.P.E. & Schultheiss, P.J. (1990): Current methods for obtaining, logging and splitting marine sediment cores.- *Marine Geophysical Researches*, 12: 85-100.
- Wefer, G. & Fahrteilnehmer (1988): Bericht über die Meteor-Fahrt M 6-6 Libreville - Las Palmas, 18.2.1988 - 23.3.1988.- *Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen*, 3, 97 S.
- Wefer, G. & Fahrteilnehmer (1990a): Bericht über die Meteor-Fahrt M 12/1 Kapstadt - Funchal, 13.3.1990 - 14.4.1990.- *Berichte, Fachbereich Geowissenschaften, Universität Bremen*, 11, 66 S.
- Wefer, G. & Fischer, G. (1991): Annual primary production and export flux in the Southern Ocean from sediment trap data.- *Marine Chemistry*, 35: 597-613.
- Wefer, G. & Fischer, G. (1993): Seasonal patterns of vertical particle flux in equatorial and coastal upwelling areas of the eastern Atlantic.- *Deep-Sea Research*, 40 (8): 1613-1645.
- Wefer, G., Fischer, G., Fütterer, D.K., Gersonde, R., Honjo, S. & Ostermann, D. (1990b): Particle sedimentation and productivity in Antarctic waters of the Atlantic sector.- In: Bleil, U. & Thiede, J. (Eds.): *Geological History of the Polar Oceans: Arctic Versus Antarctic*. NATO ASI Series, C, 308: 363-379.
- Whithworth, T. (1988): The Antarctic Circumpolar Current.- *Oceanus*, 31: 53-58.
- Wiener, N. (1948): *Cybernetics*.- Wiley, New York, 194 S.
- Wiesner, H. (1931): Die Foraminiferen der Deutschen Südpolar-Expedition 1901-1903.- In: Drygalski, E.v. (Ed.): *Deutsche Südpolar-Expedition, 1901-1903, Vol. 20, Zoologie*, 10: 49-169.
- Williams, D.F. (1976): Late Quaternary fluctuations of the Polar Front and Subtropical Convergence in the southeast Indian Ocean.- *Marine Micropaleontology*, 1: 363-375.
- Williamson, M.A., Keen, C.E. & Mudie, P.J. (1984): Foraminiferal distribution on the continental margin off Nova Scotia.- *Mar. Micropaleontol.*, 9, 219-239.

- Wollenburg, J. (1992): Zur Taxonomie von rezenten benthischen Foraminiferen aus dem Nansen Becken, Arktischer Ozean.- Berichte zur Polarforschung, 112: 137 S.
- Woodruff, F. (1985): Changes in Miocene deep-sea benthic foraminiferal distribution in the Pacific Ocean: Relationship to paleoceanography.- Geological Society of America, Memoir 163, 131-175.
- Wüst, G. (1935): Schichtung und Zirkulation des Atlantischen Ozeans: Die Stratosphäre.- Wissenschaftliche Ergebnisse der Deutschen Atlantischen Expedition "Meteor" 1925-27, 6: 1-288.
- Zahn, R., Sarnthein, M. & Erlenkeuser, H. (1987): Benthic isotope evidence for changes of the Mediterranean outflow during the late Quaternary.- Paleoceanography, 2 (6): 543-559.
- Zobel, B. & Ranke, U. (1978): Zusammensetzung, Stratigraphie und Bildungsbedingungen der Sedimente am Kontinentalhang vor Sierra Leone (Westafrika).- "Meteor" Forschungs-Ergebnisse, Reihe C, 29: 21-74.



## 11 ANHANG

### 11.1 Profile zur Faunen-Verbreitung

### 11.2 Tabellen

**Tab. 1:** Stationsliste der Sedimentoberflächenproben mit Position, Wassertiefe, Gezählten Individuen, Siedlungsdichte, Foraminiferenzahl (BFZ), Artenzahl, Diversität, Äquität sowie Anteil der Miliolina und Textulariina.

**Tab. 2:** Prozentanteile benthischer Foraminiferen der Lebendfauna. Aufgeführt sind Arten, die in mindestens 2 Proben vorkommen, sowie mindestens in einer Probe mehr als 1% erreichen. **x** bedeutet Vorkommen unter 1%.

**Tab. 3:** Prozentanteile benthischer Foraminiferen der Totfauna. Aufgeführt sind Arten, die in mindestens 2 Proben vorkommen, sowie mindestens in einer Probe mehr als 1% erreichen. **x** bedeutet Vorkommen unter 1%.

**Tab. 4:** Faktorladungs-Matrix der Lebend-Vergesellschaftungen (Q-Modus).

**Tab. 5:** Faktorladungs-Matrix der Gehäuse-Vergesellschaftungen (Q-Modus).

**Tab. 6:** Faktorwerte-Matrix der Potentiell Fossil-Vergesellschaftungen (R-Modus).

**Tab. 7:** Faktorwerte-Matrix der Lebend-Vergesellschaftungen (Q-Modus).

**Tab. 8:** Faktorwerte-Matrix der Gehäuse-Vergesellschaftungen (Q-Modus).

**Tab. 9:** Faktorladungs-Matrix der Potentiell Fossil-Vergesellschaftungen (R-Modus).

**Tab. 10:** Position, Wassertiefe, Kerngewinn, Gezählte Individuen, Foraminiferenzahl (BFZ), Akkumulationsrate benthische Foraminiferen (BFAR), Artenzahl, Diversität, Äquität sowie Anteil der Miliolina und Textulariina der Sedimentkerne von GKG und SL der Station GeoB1214 vom Walfisch-Rücken.

**Tab. 11:** Prozentanteile benthischer Foraminiferen der Fossilfauna in den Sedimentkernen des GKG und SL der Station GeoB1214. Aufgeführt sind Arten, die in mindestens 2 Proben vorkommen, sowie mindestens in einer Probe mehr als 1% erreichen. **x** bedeutet Vorkommen unter 1%.

**Tab. 12:** Faktorladungs-Matrix (Q-Modus) sowie Faktorwerte-Matrix (R-Modus) der Fossil-Vergesellschaftungen an der Station GeoB1214.

**Tab. 13:** Faktorwerte-Matrix (Q-Modus) sowie Faktorladungs-Matrix (R-Modus) der Fossil-Vergesellschaftungen an der Station GeoB1214.

**Tab. 14:** Position, Wassertiefe, Kerngewinn, Gezählte Individuen, Foraminiferenzahl (BFZ), Akkumulationsrate benthischer Foraminiferen (BFAR), Artenzahl, Diversität, Äquität sowie Anteil der Miliolina und Textulariina der Sedimentkerne von GKG und SL der Station GeoB1710 vom südwestafrikanischen Kontinentalhang.

## 11 Anhang

---

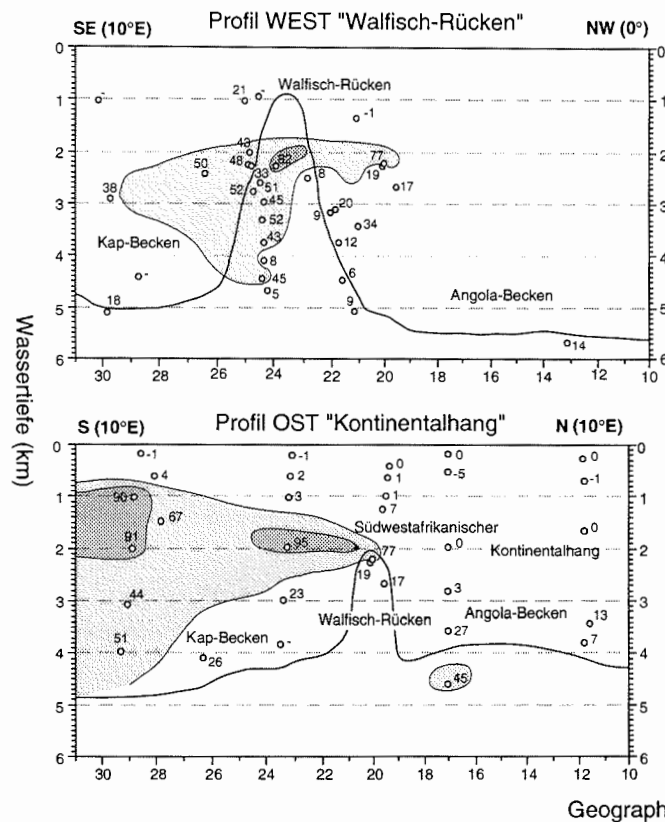
**Tab. 15:** Prozentanteile benthischer Foraminiferen der Fossilfauna in den Sedimentkernen des GKG und SL der Station GeoB1710. Aufgeführt sind Arten, die in mindestens 2 Proben vorkommen, sowie mindestens in einer Probe mehr als 1% erreichen. **x** bedeutet Vorkommen unter 1%.

**Tab. 16:** Faktorladungs-Matrix (Q-Modus) sowie Faktorwerte-Matrix (R-Modus) der Fossil-Vergesellschaftungen an der Station GeoB1710.

**Tab. 17:** Faktorwerte-Matrix (Q-Modus) sowie Faktorladungs-Matrix (R-Modus) der Fossil-Vergesellschaftungen an der Station GeoB1710.

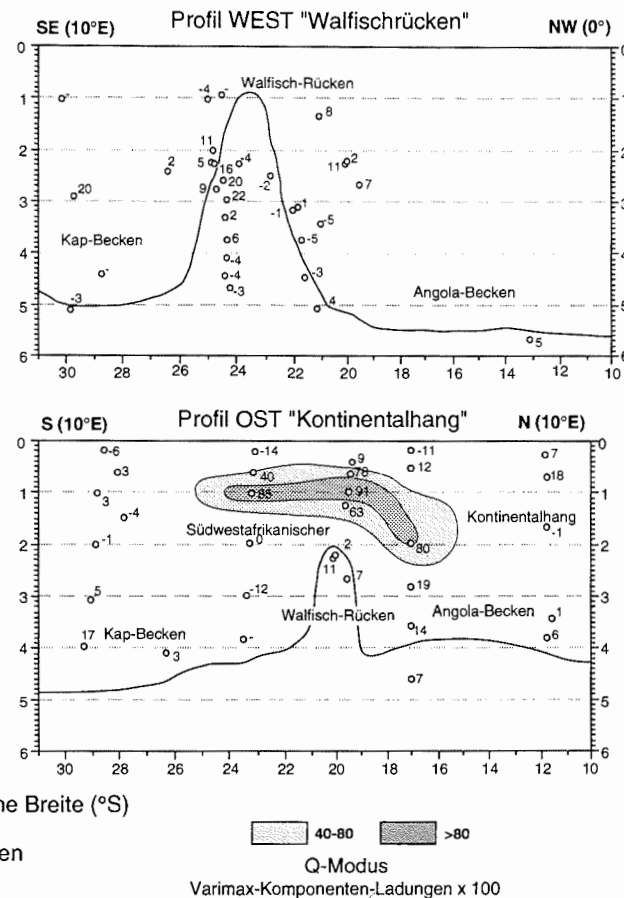


### Lebend Q-PC1: *Rhizammina* spp.

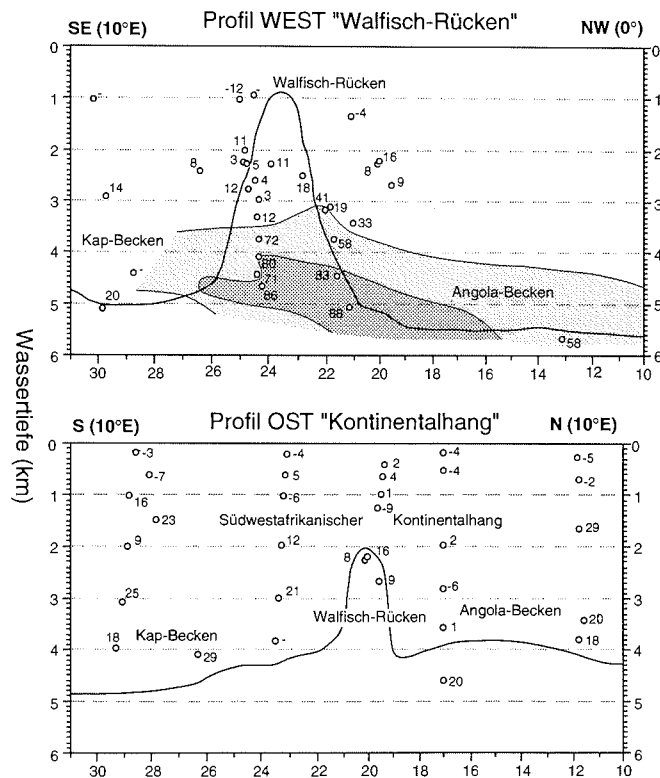


**Anhang 11.1:** Verbreitung der Lebend-Vergesellschaftungen PC1 (*Rhizammina* spp.) und PC2 (*Uvigerina auberiana*).

### Lebend Q-PC2: *Uvigerina auberiana*

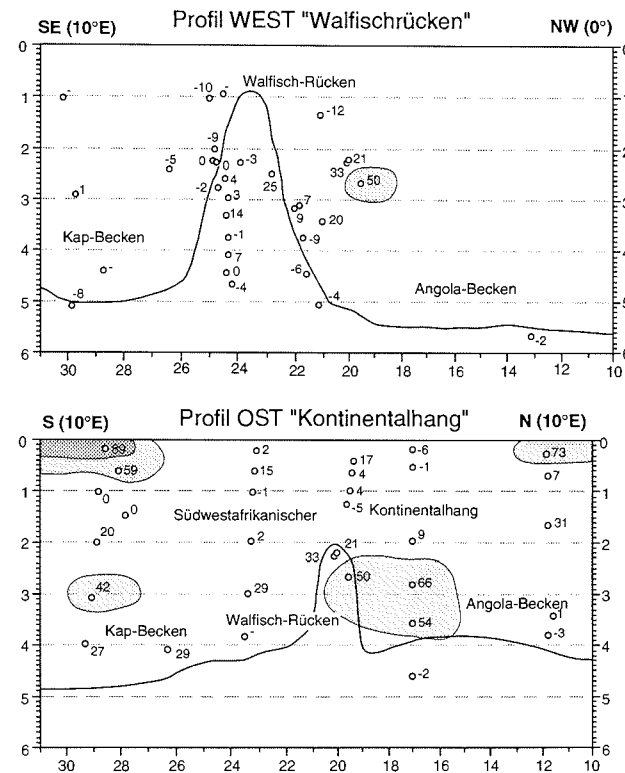


### Lebend Q-PC3: *Nuttallides umbonifer*



Anhang 11.1: Verbreitung der Lebend-Vergesellschaftungen PC3 (*Nuttallides umbonifer*) und PC4 (*Uvigerina peregrina*).

### Lebend Q-PC4: *Uvigerina peregrina*

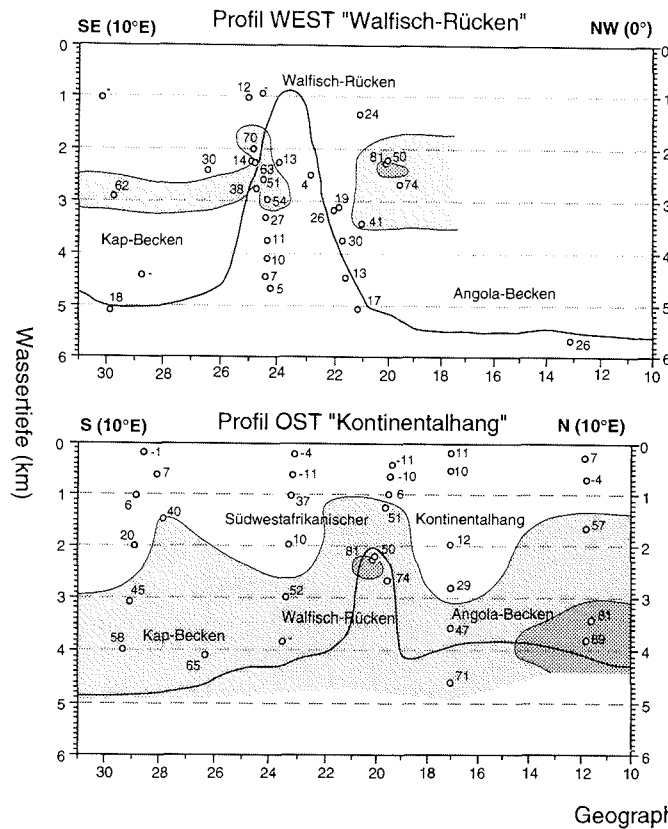


40-80 >80

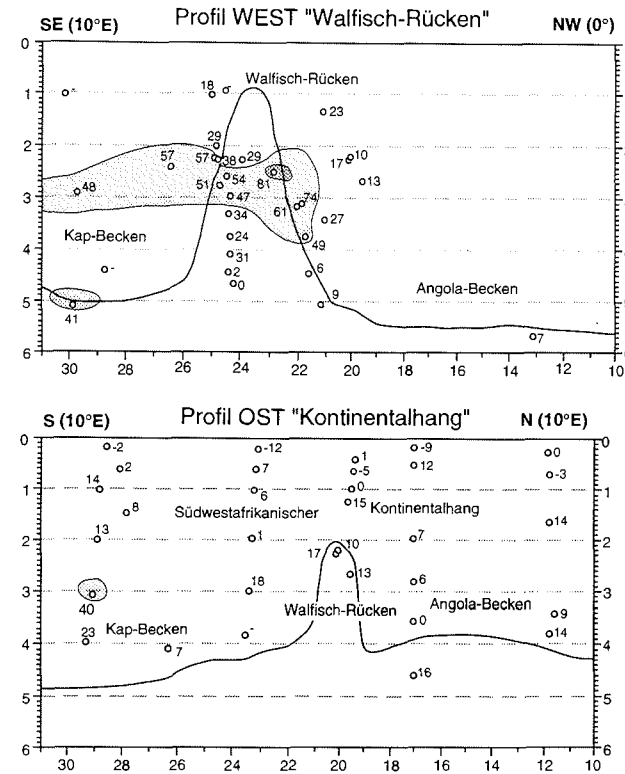
Q-Modus

Varimax-Komponenten-Ladungen x 100

### Lebend Q-PC5: *Reophax bilocularis*



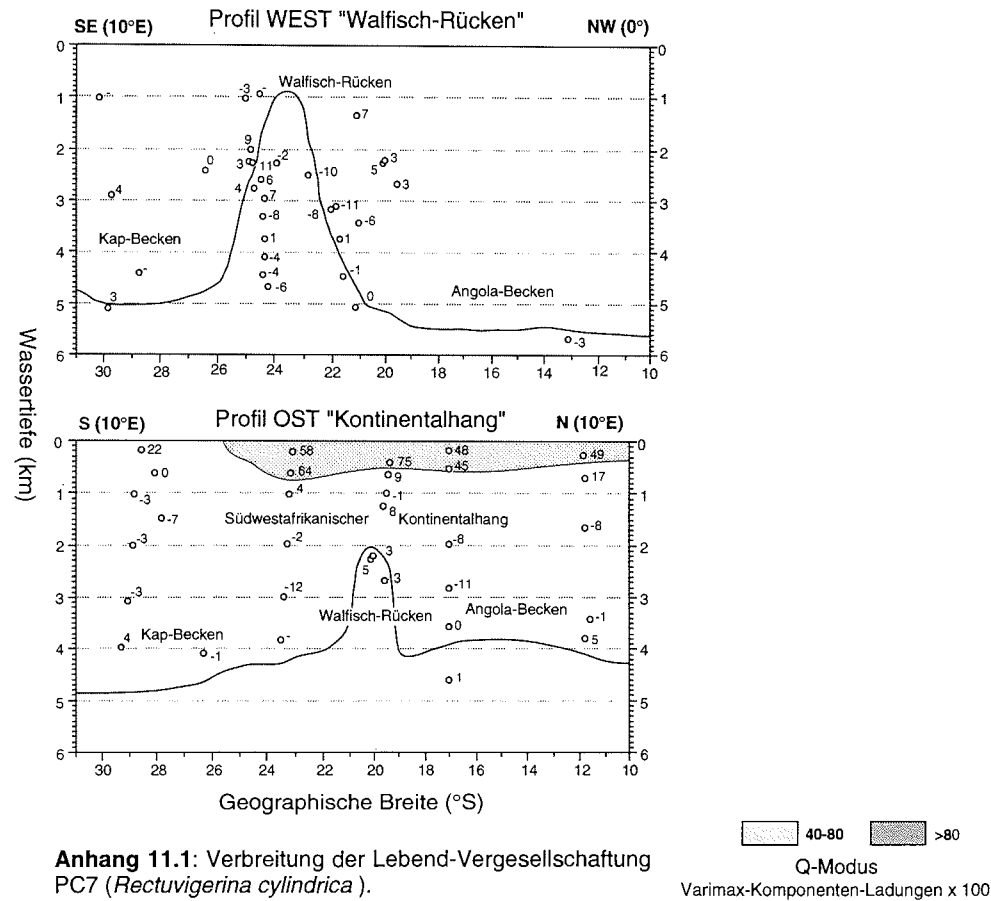
### Lebend Q-PC6: *Psammosphaera* spp.



**Anhang 11.1:** Verbreitung der Lebend-Vergesellschaftungen PC5 (*Reophax bilocularis*) und PC6 (*Psammosphaera* spp.).

40-80 >80  
Q-Modus  
Varimax-Komponenten-Ladungen x 100

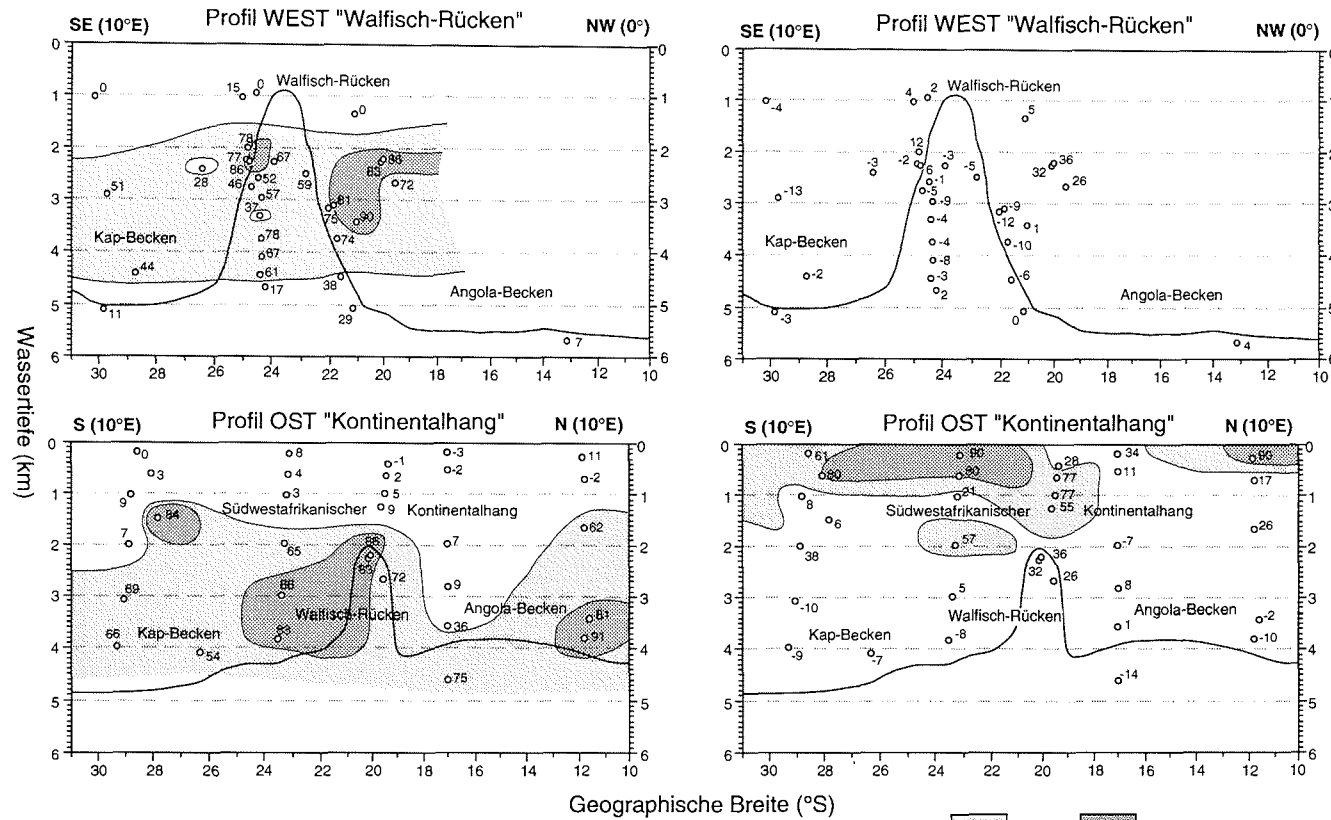
# Lebend Q-PC7: *Rectuvigerina cylindrica*



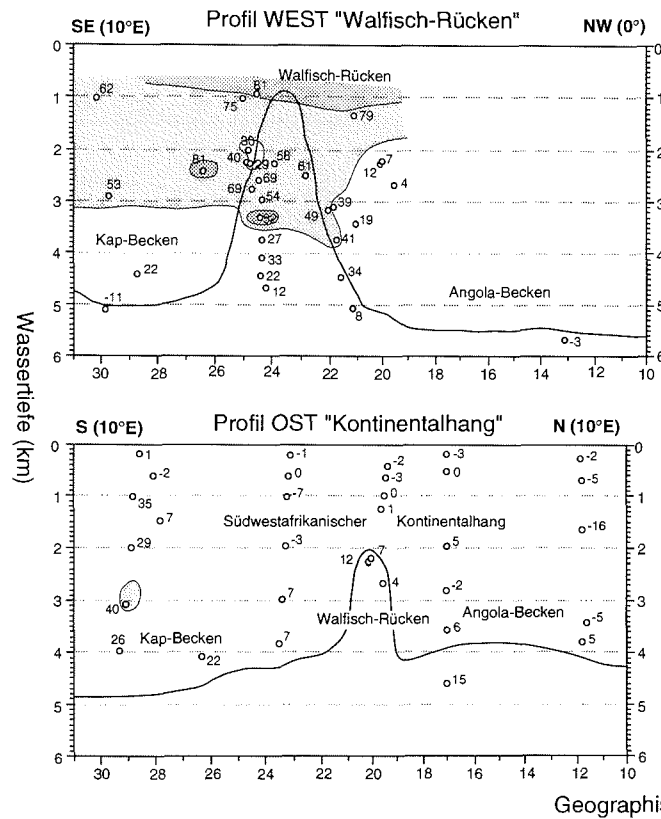
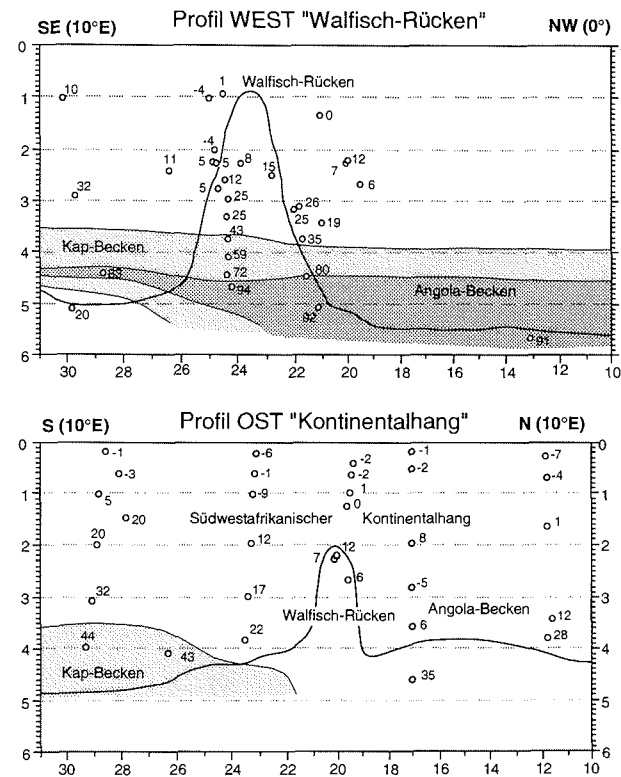
Anhang 11.1: Verbreitung der Lebend-Vergesellschaftung PC7 (*Rectuvigerina cylindrica*).

# TOT Q-PC1: *Epistominella exigua*

# TOT Q-PC2: *Cassidulina laevigata*



**Anhang 11.1:** Verbreitung der Gehäuse-(Tot-) Vergesellschaftungen PC1 (*Epistominella exigua*) und PC2 (*Cassidulina laevigata*).

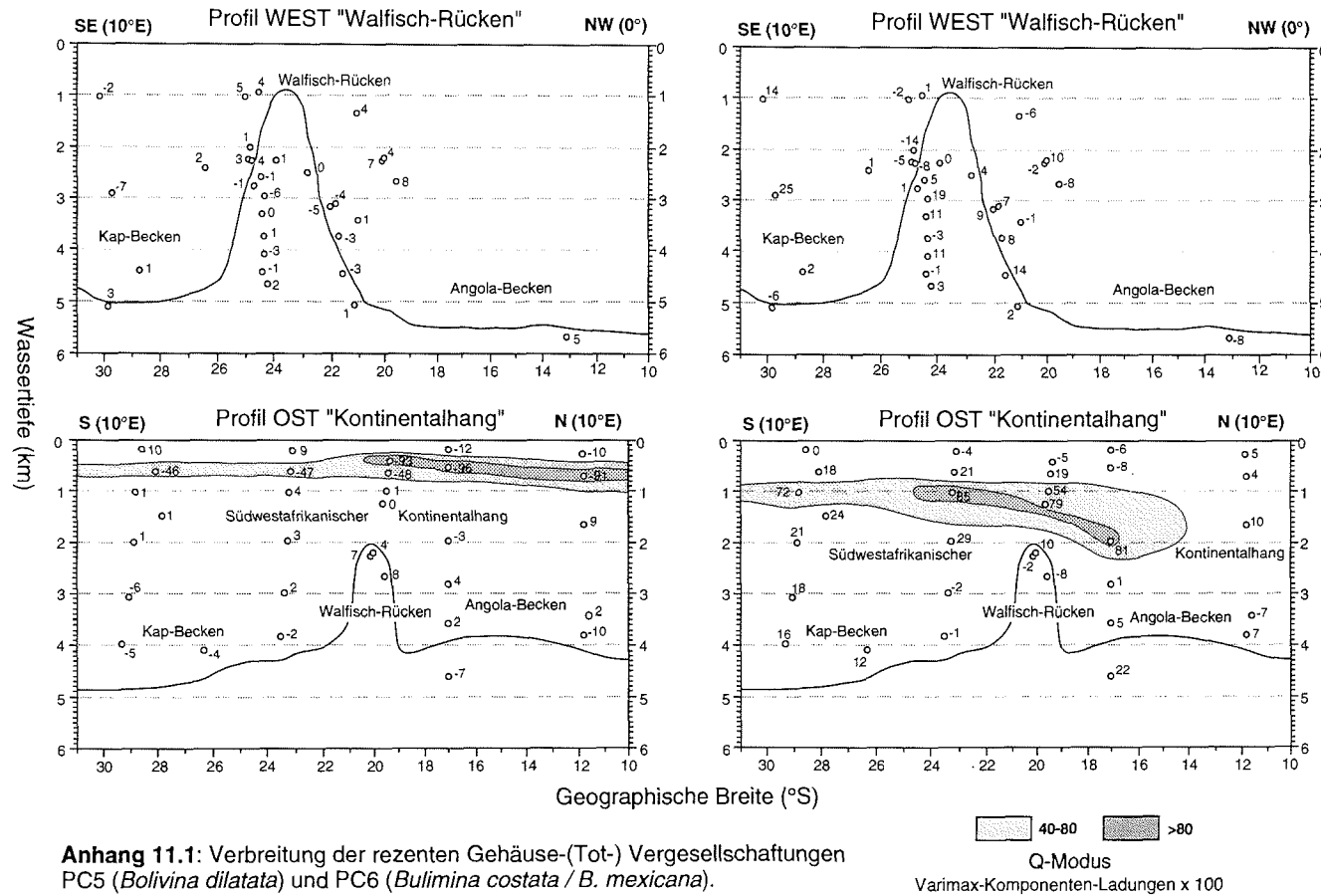
TOT Q-PC3: *Globocassidulina subglobosa*TOT Q-PC4: *Nuttallides umbonifer*

Anhang 11.1: Verbreitung der rezenten Gehäuse-(Tot-) Vergesellschaftungen PC3 (*Globocassidulina subglobosa*) und PC4 (*Nuttallides umbonifer*).

40-80 >80  
Q-Modus  
Varimax-Komponenten-Ladungen x 100

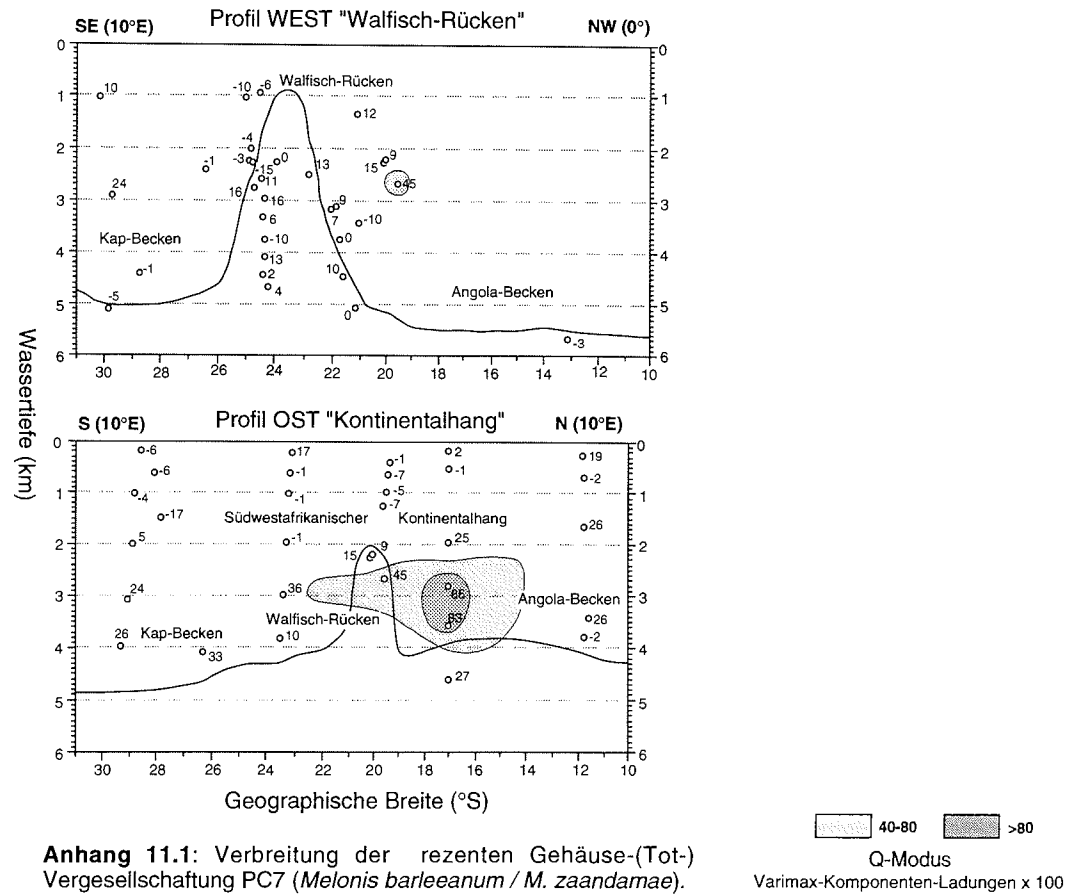
TOT Q-PC5: *Bolivina dilatata*

TOT Q-PC6: *Bulimina costata* / *B. mexicana*



Anhang 11.1: Verbreitung der rezenten Gehäuse-(Tot-) Vergesellschaftungen PC5 (*Bolivina dilatata*) und PC6 (*Bulimina costata* / *B. mexicana*).

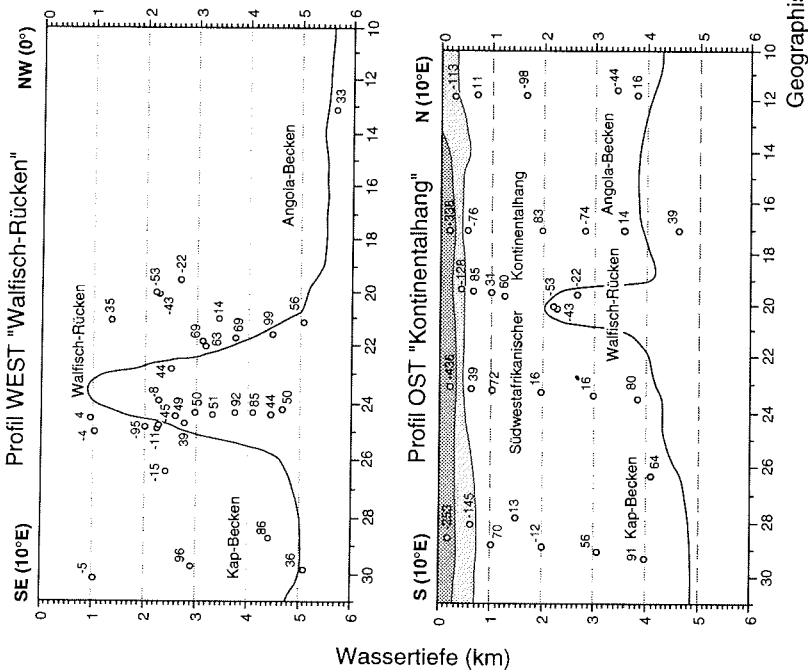
# TOT Q-PC7: *Melonis barleeaanum* / *M. zaandamae*



Anhang 11.1: Verbreitung der rezenten Gehäuse-(Tot-) Vergesellschaftung PC7 (*Melonis barleeaanum* / *M. zaandamae*).

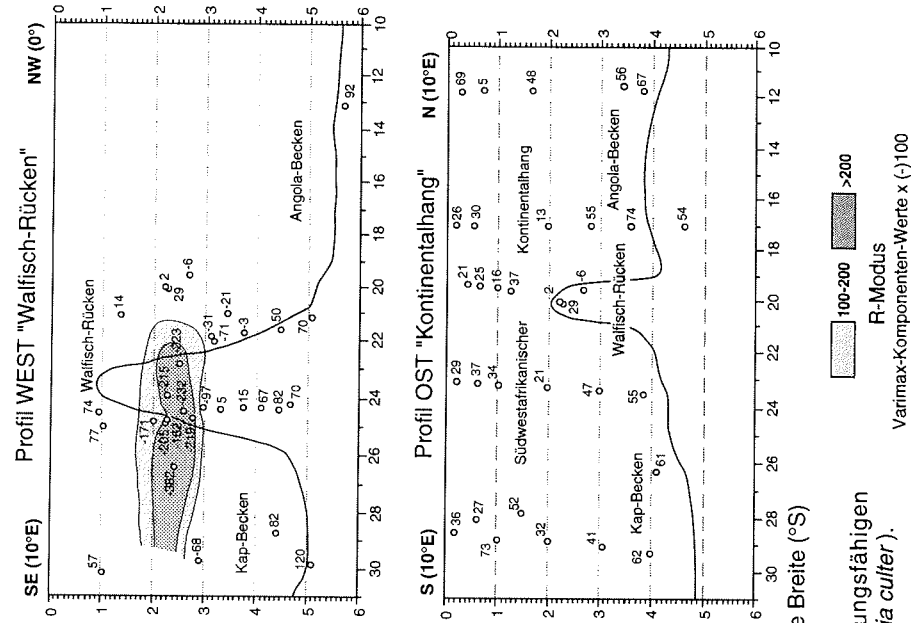


Pot.fossil R-PC1: *Bulimina gibba*



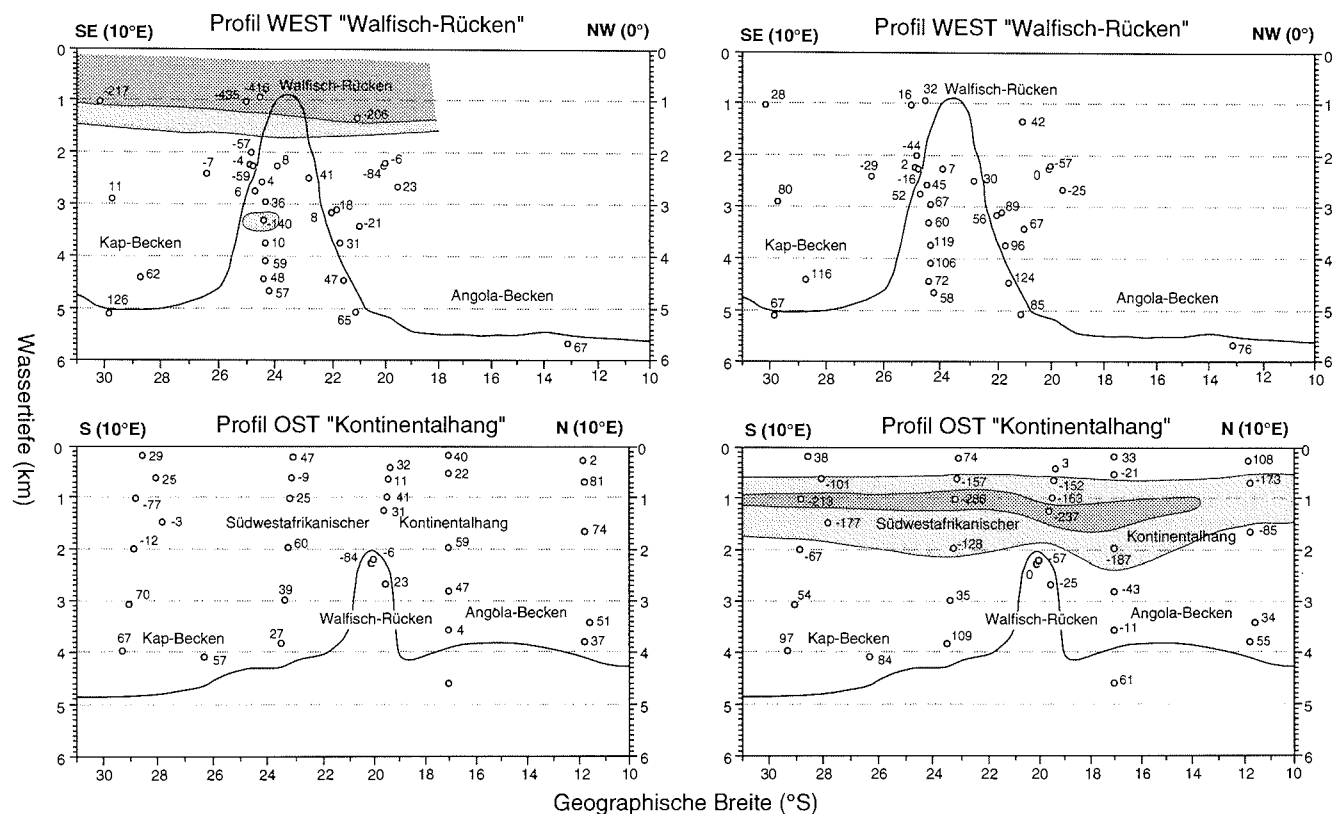
Anhang 11.1: Verbreitung der potentiell fossil erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen PC1 (*Bulimina gibba*) und PC2 (*Osangularia culter*).

Pot.fossil R-PC2: *Osangularia culter*



Pot.fossil R-PC3: *Hoeglundina elegans*

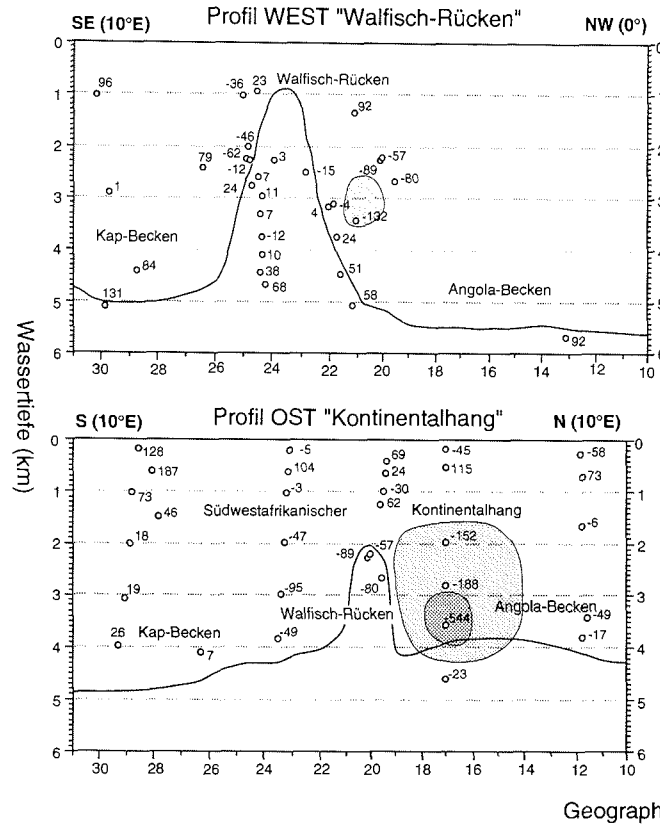
Pot.fossil R-PC4: *Valvulineria laevigata*



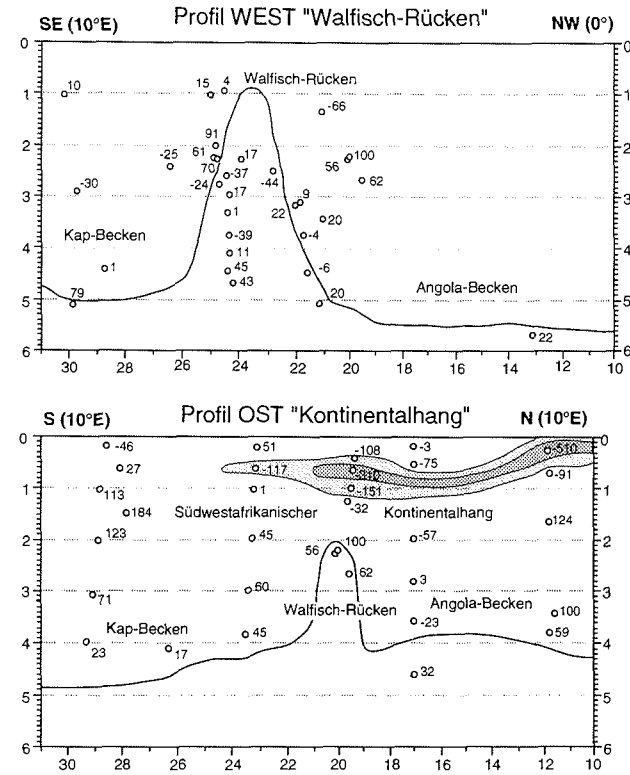
Anhang 11.1: Verbreitung der potentiell fossil erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen PC3 (*Hoeglundina elegans*) und PC4 (*Valvulineria laevigata*).

100-200 >200  
R-Modus  
Varimax-Komponenten-Werte x (-)100

Pot.fossil R-PC5: *Globobulimina turgida*



Pot.fossil R-PC6: *Cassidulinoides bradyi*



Anhang 11.1: Verbreitung der potentiell fossil erhaltungsfähigen Vergesellschaftungen PC5 (*Globobulimina turgida*) und PC6 (*Cassidulinoides bradyi*).

100-200 >200  
R-Modus  
Varimax-Komponenten-Werte x (-)100

## 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 1

Station	Gerät	Breite	Länge	Wasser- tiefe (m)	Gezählte Individuen (N)		Siedlungs- dichte (N/10cm <sup>2</sup> )	BFZ (N/1cm <sup>2</sup> )
		(°S)	(°E)		lebend	tot		
GeoB1013-2	GKG	11°47,9'	13°26,8'	250	342	724	1094	463
GeoB1014-2	GKG	11°47,2'	13°18,3'	701	505	403	1616	269
GeoB1015-2	GKG	11°46,7'	12°50,8'	1638	276	198	442	32
GeoB1016-2	GKG	11°35,2'	11°41,8'	3410	264	223	211	18
GeoB1017-3	GKG	11°44,4'	10°33,0'	3809	309	405	330	65
GeoB1021-3	GKG	17°10,6'	11°24,2'	173	160	280	128	179
GeoB1022-3	GKG	17°10,5'	11°18,0'	531	233	421	373	269
GeoB1023-2	GKG	17°09,7'	11°00,6'	1965	317	433	127	17
GeoB1024-3	GKG	17°09,7'	10°40,9'	2802	222	317	89	51
GeoB1025-2	GKG	17°09,9'	10°14,5'	3565	242	295	194	47
GeoB1026-3	GKG	17°10,2'	08°54,4'	4601	334	502	267	161
GeoB1027-2	GKG	19°39,3'	09°08,3'	2668	203	364	162	116
GeoB1028-4	GKG	20°06,0'	09°10,7'	2215	237	345	253	294
GeoB1029-1	GKG	21°03,8'	08°13,7'	3420	88	313	35	401
GeoB1030-3	GKG	21°04,6'	07°46,7'	1326	52	515	28	1318
GeoB1031-1	GKG	21°53,4'	07°06,1'	3103	112	306	119	392
GeoB1032-2	GKG	22°54,8'	06°01,6'	2499	160	364	85	466
GeoB1033-3	GKG	22°03,2'	05°32,1'	3147	111	392	44	251
GeoB1034-1	GKG	21°43,3'	05°25,8'	3731	124	378	50	121
GeoB1035-3	GKG	21°36,1'	05°01,9'	4450	152	377	61	121
GeoB1036-3	GKG	21°11,2'	03°19,3'	5071	330	360	88	230
GeoB1037-1	GKG	13°09,4'	00°08,6'	5684	251	501	33	40
GeoB1203-2	GKG	26°32,9'	05°01,0'	2395	194	296	78	189
GeoB1204-3	GKG	25°02,7'	05°29,9'	2241	145	368	58	118
GeoB1206-1	GKG	24°40,2'	06°29,3'	940	2	309	13	198
GeoB1207-2	GKG	24°35,9'	06°51,3'	2593	148	313	79	200
GeoB1208-1	GKG	24°29,5'	07°06,8'	2971	120	308	32	197
GeoB1209-1	GKG	24°30,7'	07°17,0'	3303	134	313	27	200
GeoB1210-3	GKG	24°29,1'	07°26,3'	3750	171	363	34	232
GeoB1211-1	GKG	24°28,4'	07°32,2'	4089	304	932	19	37
GeoB1212-2	GKG	24°19,9'	08°15,0'	4669	271	1100	14	11
GeoB1213-2	GKG	24°31,9'	07°41,8'	4427	300	822	23	132
GeoB1215-1	GKG	24°50,2'	06°50,7'	2761	289	668	29	107
GeoB1216-2	GKG	24°55,5'	06°47,3'	2263	128	470	51	301
GeoB1217-1	GKG	24°56,7'	06°43,5'	2007	85	412	17	132
GeoB1218-1	GKG	25°10,1'	05°55,1'	1023	170	561	136	718
GeoB1220-2	GKG	24°02,0'	05°18,4'	2266	136	352	36	113
GeoB1704-1	GKG	19°24,4'	11°36,7'	399	241	858	193	1098
GeoB1705-2	GKG	19°30,0'	11°22,9'	647	209	823	334	1053
GeoB1706-1	GKG	19°33,7'	11°10,5'	980	281	435	150	557
GeoB1707-2	GKG	19°41,7'	10°39,3'	1234	230	289	61	185
GeoB1709-3	GKG	23°35,3'	10°45,5'	3837	27	418	4	33
GeoB1710-2	GKG	23°25,8'	11°42,2'	2987	230	278	61	89
GeoB1711-5	GKG	23°19,0'	12°22,7'	1964	231	541	92	173
GeoB1712-2	GKG	23°15,3'	12°48,2'	1007	223	398	45	255
GeoB1713-6	GKG	23°13,2'	13°00,9'	597	270	433	216	554
GeoB1714-1	GKG	23°08,2'	13°32,5'	200	83	779	17	1994
GeoB1715-1	GKG	26°28,6'	11°38,2'	4097	224	543	45	87
GeoB1716-2	GKG	27°57,3'	14°00,3'	1481	235	383	63	123
GeoB1717-2	GKG	28°12,5'	14°25,4'	603	203	602	41	771
GeoB1718-1	GKG	28°42,5'	15°12,6'	167	229	1008	183	2580
GeoB1719-5	GKG	28°55,5'	14°10,4'	1024	245	419	65	134
GeoB1720-4	GKG	29°00,0'	13°49,7'	2011	237	284	95	45
GeoB1721-4	GKG	29°10,5'	13°05,3'	3079	258	328	103	140
GeoB1722-3	GKG	29°26,9'	11°45,0'	3971	248	340	66	109
GeoB1724-4	GKG	29°58,3'	08°02,5'	5102	343	355	137	14
GeoB1726-2	GKG	30°16,2'	03°15,7'	1006	4	328	3	105
GeoB1728-3	GKG	29°50,3'	02°24,4'	2887	218	340	22	36
GeoB1729-1	GKG	28°53,5'	01°00,1'	4401	26	318	3	51
PS2110-1	MUC	20°07,1'	08°58,2'	2262	177	302	134	137

Station	Artenzahl		Diversität		Äquität		Miliolina		Textulariina	
	S lebend	tot	H(S) lebend	tot	E lebend	tot	(%) lebend	tot	(%) lebend	tot
GeoB1013-2	50	54	3,21	2,58	0,50	0,25	1,2	0,7	27,5	2,8
GeoB1014-2	37	34	2,36	2,26	0,29	0,28	0,0	0,2	11,7	8,2
GeoB1015-2	68	51	3,79	3,47	0,65	0,63	4,7	0,0	66,7	54,0
GeoB1016-2	49	48	3,37	3,24	0,59	0,53	1,1	2,2	71,2	35,9
GeoB1017-3	53	59	3,27	2,87	0,49	0,30	4,2	1,5	69,6	15,1
GeoB1021-3	29	29	2,45	2,16	0,40	0,30	2,5	0,0	56,3	22,9
GeoB1022-3	44	41	3,33	1,73	0,63	0,14	0,4	0,0	68,7	23,3
GeoB1023-2	41	44	2,90	2,69	0,45	0,33	5,4	1,4	22,4	15,9
GeoB1024-3	46	39	3,34	1,88	0,61	0,17	9,5	0,3	37,8	4,7
GeoB1025-2	51	54	3,43	3,37	0,60	0,54	3,7	3,1	43,8	14,2
GeoB1026-3	54	59	3,12	2,82	0,42	0,28	0,6	6,0	74,6	17,7
GeoB1027-2	50	59	3,08	3,13	0,44	0,39	2,5	5,2	42,4	10,2
GeoB1028-4	44	61	2,84	3,24	0,39	0,42	1,3	5,2	59,1	6,7
GeoB1029-1	43	55	3,47	3,26	0,75	0,47	1,1	8,3	52,3	10,9
GeoB1030-3	18	40	2,46	2,38	0,65	0,27	3,8	2,7	26,9	1,6
GeoB1031-1	46	52	3,54	3,20	0,75	0,47	7,1	6,9	64,3	9,2
GeoB1032-2	52	74	3,60	3,63	0,71	0,51	4,4	15,4	69,4	12,1
GeoB1033-3	40	56	3,30	3,29	0,68	0,48	4,5	10,5	56,8	8,9
GeoB1034-1	40	51	3,31	3,07	0,69	0,42	3,2	6,9	50,0	6,3
GeoB1035-3	47	47	3,30	2,96	0,58	0,41	5,3	6,6	46,1	15,6
GeoB1036-3	49	37	3,21	2,47	0,51	0,32	2,1	2,8	53,9	11,1
GeoB1037-1	44	51	3,31	3,00	0,62	0,39	0,0	0,2	87,3	36,7
GeoB1203-2	64	65	3,82	3,59	0,71	0,56	4,6	18,2	60,8	12,2
GeoB1204-3	49	71	3,48	3,75	0,66	0,60	5,5	11,1	62,1	10,1
GeoB1206-1	2	46	0,69	3,15	1,00	0,51	0,0	1,9	100,0	8,7
GeoB1207-2	41	71	3,33	3,74	0,68	0,59	3,4	14,4	63,5	11,8
GeoB1208-1	41	59	3,22	3,42	0,61	0,52	3,3	9,1	65,0	10,1
GeoB1209-1	56	62	3,79	3,49	0,79	0,53	3,0	4,5	55,2	9,6
GeoB1210-3	50	51	3,34	3,14	0,57	0,45	4,1	3,9	61,4	6,1
GeoB1211-1	49	60	3,17	3,17	0,48	0,40	1,6	4,2	53,9	11,3
GeoB1212-2	48	79	3,31	3,09	0,57	0,28	1,8	1,9	68,6	28,1
GeoB1213-2	55	81	3,40	3,10	0,55	0,27	2,3	1,0	69,3	12,5
GeoB1215-1	60	75	3,46	3,66	0,53	0,52	4,8	9,3	49,1	8,8
GeoB1216-2	43	69	3,25	3,46	0,60	0,46	4,7	5,1	60,2	5,5
GeoB1217-1	39	77	3,22	3,64	0,64	0,50	3,5	4,1	64,7	5,6
GeoB1218-1	43	65	3,18	3,41	0,56	0,47	1,8	2,9	37,6	10,3
GeoB1220-2	50	66	3,42	3,62	0,61	0,57	3,7	11,1	69,1	12,8
GeoB1704-1	23	34	2,09	1,35	0,35	0,11	0,8	1,2	16,2	0,3
GeoB1705-2	34	45	2,57	2,43	0,39	0,25	0,5	0,0	32,1	1,2
GeoB1706-1	55	40	3,22	2,34	0,46	0,26	1,4	0,5	35,6	2,1
GeoB1707-2	52	48	3,16	3,01	0,45	0,42	0,9	0,7	55,7	7,3
GeoB1709-3	14	53	1,84	3,10	0,45	0,42	0,0	6,2	78,4	6,9
GeoB1710-2	60	53	3,64	3,07	0,64	0,41	4,3	3,2	57,0	8,6
GeoB1711-5	42	56	2,31	2,94	0,24	0,34	1,3	1,1	71,4	3,3
GeoB1712-2	37	49	2,95	2,83	0,52	0,35	0,9	0,8	44,4	3,5
GeoB1713-6	36	45	2,48	2,73	0,33	0,34	0,7	1,4	25,6	5,8
GeoB1714-1	14	24	2,13	2,21	0,60	0,38	0,0	0,4	27,7	1,2
GeoB1715-1	52	56	3,47	3,07	0,62	0,38	0,4	2,8	65,2	12,7
GeoB1716-2	52	55	3,32	2,98	0,53	0,36	0,4	1,3	53,6	12,0
GeoB1717-2	50	31	3,37	2,21	0,58	0,29	10,3	0,0	43,8	0,7
GeoB1718-1	35	37	2,84	1,80	0,49	0,16	3,1	0,4	16,2	4,1
GeoB1719-5	53	59	3,16	3,33	0,45	0,47	0,4	0,5	77,1	12,9
GeoB1720-4	52	58	3,17	3,35	0,46	0,49	1,3	1,8	66,7	16,5
GeoB1721-4	63	54	3,47	3,08	0,51	0,40	2,7	1,8	68,6	13,1
GeoB1722-3	57	48	3,31	3,15	0,48	0,49	1,2	4,4	69,0	16,5
GeoB1724-4	42	38	2,75	2,80	0,37	0,43	0,3	0,0	92,7	86,8
GeoB1726-2	4	42	1,39	2,89	1,00	0,43	0,0	3,7	75,0	7,0
GeoB1728-3	44	55	3,12	3,31	0,51	0,50	4,1	6,2	63,8	6,8
GeoB1729-1	16	46	2,63	2,87	0,87	0,38	0,0	2,5	61,5	14,5
PS2110-1	44	64	3,17	3,39	0,54	0,47	3,4	3,0	46,3	13,2

## 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 2

Station	A. glomerata (%)	A. alternans	A. agglutinans	A. filiformis	A. incertus	A. clavata	A. foliacea	A. recurva	A. beccarii	A. pseudospiralis	A. tenuimargo	A. angulosa	A. elongatastriata	A. globulosus	Aschemonella spp.	A. antarcticum	A. echolsi	Bathysiphon sp.	B. dilatata	B. pacifica	B. pseudoplicata	Bolivina spp.	B. subspinescens	B. pseudothalmanni	B. subaenariensis	B. aculeata	B. alazanensis	B. costata/mexicana	B. exilis	B. gibba
GeoB1013-2	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	6	-	x	-	-	-	5	2	-	x	-	-	-	x	-	x	4	-
GeoB1014-2	-	x	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	29	x	-	x	-	-	23	x	-	4	11	-
GeoB1015-2	-	-	1	-	x	-	1	-	-	-	x	-	-	-	2	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	1	3	-	-
GeoB1016-2	2	x	x	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	5	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1017-3	2	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1021-3	-	-	-	-	-	-	-	-	16	37	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	x	-	-	-	1	-	-	x	1
GeoB1022-3	-	1	-	-	-	x	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	9	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-
GeoB1023-2	x	-	-	-	x	-	x	-	-	-	7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	9	1	-
GeoB1024-3	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1025-2	1	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	-	6	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1026-3	1	-	-	-	-	-	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1027-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-
GeoB1028-4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-
GeoB1029-1	6	-	1	-	-	1	2	7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	1	-	-	-	-	-	-
GeoB1030-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1031-1	2	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-
GeoB1032-2	1	-	-	-	x	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1033-3	6	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1034-1	2	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1035-3	3	-	-	-	3	-	-	5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1036-3	4	-	3	-	2	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1037-1	6	-	11	-	1	-	-	5	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1203-2	x	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1204-3	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-
GeoB1206-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1207-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1208-1	x	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-
GeoB1209-1	1	-	-	-	x	-	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	1	-	-	-	-
GeoB1210-3	4	-	1	2	x	-	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1211-1	4	-	x	-	1	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1212-2	7	-	11	-	x	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1213-2	4	-	6	x	x	-	x	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1215-1	1	-	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1216-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1217-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-
GeoB1218-1	-	-	-	-	x	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	7	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1220-2	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1704-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1705-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	2	1	-	-	-	-	-	-	x	13	-	-
GeoB1706-1	-	-	-	-	x	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	12	2	-
GeoB1707-2	-	-	-	-	x	x	-	-	-	3	-	-	-	x	-	-	x	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	11	-	-
GeoB1709-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1710-2	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1711-5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-
GeoB1712-2	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	9	x	-
GeoB1713-6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	5	-	-
GeoB1714-1	-	-	-	-	-	-	-	-	12	25	-	-	-	-	-	-	-	-	20	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
GeoB1715-1	3	-	-	-	x	x	4	-	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1716-2	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	x	-	-	2	-	-	-	-	2	-	-	-
GeoB1717-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	5	-	x	-	-	-
GeoB1718-1	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	2	-	-	-	-	-	-	-	3	-	3	-	-	-	3	-	x	-	-	-
GeoB1719-5	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	x	-	-	x	-	-	1	-	-	-	-	2	-	-	-	-	3	-	-	-
GeoB1720-4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-
GeoB1721-4	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1722-3	5	x	-	-	-	1	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1724-4	3	-	3	-	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1726-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1728-3	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	2	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1729-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
PS2110-1	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	-	5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

179

# 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 2 (Fortsetzung)

Station	<i>F. wuellerstorfi</i> s.l. (%)	<i>F. mexicana</i>	<i>G. trinitatis</i>	<i>G. translucens</i>	<i>Globobulimina</i> sp.	<i>G. turgida</i>	<i>G. rossensis</i>	<i>G. subglobosa</i>	<i>G. charoides</i>	<i>G. gordialis</i>	<i>G. pollus</i>	<i>G. soldanii</i> s.l.	<i>G. umbonatus</i>	<i>H. bradyi</i>	<i>H. canariensis</i>	<i>H. coronatum</i>	<i>H. rotulatum</i>	<i>H. sphaeriloculus</i>	<i>H. cylindrica</i>	<i>Hippocrepinella</i> sp.	<i>H. elegans</i>	<i>H. globulifera</i>	<i>Hermosina</i> spp.	<i>I. tumidula</i>	<i>J. optusa</i>	<i>K. bradyi</i>	<i>K. apicularis</i>	" <i>Komokiacea</i> spp."	<i>L. crassimargo</i>	<i>Lagena</i> spp.
GeoB1013-2	-	-	-	-	2	2	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1014-2	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1015-2	-	-	-	2	x	-	-	x	-	-	x	-	x	-	x	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	3	-	x	-
GeoB1016-2	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	3	-	-	-	-	-	-	-	2	-	x	-
GeoB1017-3	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-	-	-	3	2	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x
GeoB1021-3	-	x	-	-	x	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1022-3	-	-	-	-	x	-	2	-	-	-	x	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-
GeoB1023-2	-	2	-	-	x	3	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-
GeoB1024-3	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-
GeoB1025-2	x	-	-	-	10	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x
GeoB1026-3	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x	x	-	x	-
GeoB1027-2	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-
GeoB1028-4	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	5	-	x	-	x	-	-	-	-	-
GeoB1029-1	2	-	-	-	-	2	1	-	-	-	2	-	-	-	-	-	1	1	-	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1030-3	-	-	-	4	-	10	29	-	-	-	6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1031-1	4	-	-	-	-	-	-	x	x	x	-	2	-	-	-	-	4	-	2	-	-	-	-	-	x	-	x	-	x	-
GeoB1032-2	x	-	-	-	-	3	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6	-	x	-	-	1	-	-	-	-	-	2	-	-
GeoB1033-3	-	-	-	-	-	4	-	-	x	-	2	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-	x	-	-	-	-	x	-	x	-
GeoB1034-1	2	-	-	-	-	5	-	2	-	x	-	-	-	-	-	-	3	-	3	-	2	-	2	-	-	-	-	-	2	-
GeoB1035-3	2	-	-	-	-	2	-	3	x	x	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	x	-
GeoB1036-3	2	-	-	-	-	x	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x
GeoB1037-1	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-
GeoB1203-2	3	-	-	-	-	x	2	-	x	1	x	x	-	x	-	-	6	-	3	x	-	2	-	-	-	-	x	3	-	-
GeoB1204-3	5	-	-	-	-	1	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	3	-	1	4	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1206-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1207-2	5	-	-	-	-	1	-	x	-	1	-	-	-	-	-	-	5	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1208-1	3	-	-	-	-	3	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	x	3	-	-	-	-	-	-	3	x	-	-
GeoB1209-1	4	-	-	-	-	1	-	1	x	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	5	-	-	-	-	-	-	1	x	x	-
GeoB1210-3	2	-	-	-	-	x	-	x	1	x	x	x	-	-	-	-	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1211-1	3	-	-	-	-	2	x	-	x	x	1	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-
GeoB1212-2	2	-	-	-	-	3	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-
GeoB1213-2	1	-	-	-	-	2	1	-	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-	x	-	-	-	-	-
GeoB1215-1	1	-	-	-	-	2	-	x	1	x	-	-	-	-	-	-	x	-	6	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-
GeoB1216-2	-	-	-	-	-	x	2	-	-	2	2	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-
GeoB1217-1	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	2	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1218-1	2	-	1	2	-	3	1	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	13	-	-	-	-	-	-	-	8	-	-
GeoB1220-2	1	-	-	-	-	2	1	1	-	-	-	x	-	-	-	-	10	-	1	1	-	x	x	-	-	-	x	-	-	-
GeoB1704-1	-	4	-	-	1	14	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1705-2	-	x	-	-	1	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1706-1	1	4	-	-	6	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x
GeoB1707-2	x	8	-	2	x	x	-	-	-	-	x	-	x	-	-	-	-	x	-	-	8	-	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1709-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1710-2	3	-	-	-	-	-	-	-	x	2	x	1	1	-	-	-	10	x	2	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-
GeoB1711-5	2	x	-	2	x	1	-	x	-	2	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1712-2	-	4	-	2	-	2	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	2	-	-
GeoB1713-6	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	1	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1714-1	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1715-1	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	1	x	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-
GeoB1716-2	7	-	2	6	-	-	x	x	-	2	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-
GeoB1717-2	-	-	-	3	2	x	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-
GeoB1718-1	-	x	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1719-5	2	-	x	2	-	-	2	-	-	-	-	x	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-	-	-
GeoB1720-4	3	-	3	-	-	-	x	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	x	-	4	-	x	-	-	-	-	x	-	-
GeoB1721-4	2	-	-	-	-	1	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	x	-	x	-	x	-	-	-	-	3	x	-
GeoB1722-3	4	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	2	-	-	-	-	-	x	-	x	-	2	-	-	-
GeoB1724-4	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1726-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1728-3	2	-	-	-	-	-	-	-	-	1	x	x	-	-	-	-	-	x	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1729-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
PS2110-1	1	-	-	-	-	-	1	-	-	3	1	1	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-



1,81

# 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 2 (Fortsetzung)

Station	<i>Pyrgo</i> spp. (%)	<i>Q. pygmaea</i>	<i>Quinqueloculina</i> spp.	<i>Q. venusta</i>	<i>Q. weaveri</i>	<i>R. cylindrica</i>	<i>R. contortus</i>	<i>R. scitulum</i>	<i>R. bilocularis</i>	<i>R. dentaliniformis</i> s.l.	<i>R. distans</i>	<i>R. guttifer</i>	<i>R. horrida</i>	<i>R. micaceus/fusiformis</i>	<i>R. ovicula</i>	<i>R. pilulifer</i>	<i>R. scorpiurus</i>	<i>R. spiculifer</i>	<i>Rhabdammina</i> / <i>Hyperammina</i> spp.	<i>Rhizammina</i> spp.	<i>R. chapmani</i>	<i>S. sphaerica</i>	<i>S. ramosa</i>	<i>S. schlumbergeri</i>	<i>S. catenata</i>	<i>S. flintii</i>	<i>S. heterostoma</i>	<i>S. consociata</i>	<i>S. bulloides</i>
GeoB1013-2	-	-	x	-	-	10	-	-	5	x	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1014-2	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	x	-	-	-	3	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-
GeoB1015-2	-	-	-	-	-	3	-	-	4	4	-	x	-	x	x	-	1	-	2	1	1	4	x	-	-	-	-	2	1
GeoB1016-2	-	-	-	-	-	-	-	-	10	2	-	x	-	4	5	-	-	-	x	3	-	2	-	-	-	-	-	x	-
GeoB1017-3	-	-	1	-	-	-	-	-	17	3	2	1	-	x	x	x	3	x	x	2	-	x	x	-	-	-	-	x	-
GeoB1021-3	-	-	3	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1022-3	-	-	-	x	3	-	-	2	5	2	-	-	-	x	-	3	2	-	x	-	-	3	-	-	-	-	x	-	x
GeoB1023-2	1	2	1	-	-	-	-	x	8	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-
GeoB1024-3	x	1	-	-	6	-	x	3	7	-	-	x	-	2	x	-	-	-	2	x	-	3	x	-	-	-	-	-	-
GeoB1025-2	x	-	-	-	2	-	2	-	10	-	-	-	-	2	2	-	-	3	1	5	-	3	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1026-3	-	-	-	x	-	-	-	-	13	2	x	-	2	1	x	-	-	-	13	-	3	-	-	x	-	-	1	-	-
GeoB1027-2	-	-	x	-	-	-	x	-	15	x	-	x	x	1	x	4	-	-	4	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1028-4	-	x	x	-	-	1	-	12	-	x	-	-	x	x	3	x	-	2	25	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-
GeoB1029-1	-	1	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	1	1	2	1	-	-	7	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-
GeoB1030-3	-	-	-	-	-	-	-	12	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1031-1	-	-	-	2	-	4	-	4	-	-	-	-	x	-	x	x	-	-	4	-	x	-	-	2	-	-	6	-	-
GeoB1032-2	-	-	1	x	x	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-	3	-	x	-	-	-	x	-	6	-	-
GeoB1033-3	-	-	-	x	x	-	-	4	-	-	-	-	-	-	x	-	-	3	5	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-
GeoB1034-1	-	-	-	x	x	-	-	2	-	-	2	-	-	-	x	-	-	-	4	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-
GeoB1035-3	-	x	x	1	-	-	-	x	1	-	4	-	x	-	2	1	-	-	4	-	1	-	-	-	-	-	3	-	-
GeoB1036-3	-	x	-	-	-	-	x	3	-	-	2	2	x	2	x	1	-	4	5	-	1	-	-	x	-	-	-	-	-
GeoB1037-1	-	-	-	-	-	-	x	6	1	-	-	3	4	8	1	1	-	x	4	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1203-2	x	-	2	-	-	2	-	5	2	x	-	-	1	2	4	-	-	x	7	-	-	x	-	-	-	-	3	-	-
GeoB1204-3	-	-	x	-	x	2	-	3	-	x	-	-	x	x	8	-	-	9	8	-	2	-	-	-	-	-	1	-	-
GeoB1206-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1207-2	-	-	-	x	-	1	-	14	2	-	-	-	2	x	5	-	-	3	9	-	-	1	-	-	-	-	2	-	-
GeoB1208-1	-	-	-	x	3	-	-	18	x	-	-	-	2	-	3	x	-	x	10	-	x	-	-	x	-	-	6	-	-
GeoB1209-1	-	-	-	-	-	-	-	4	4	-	-	-	x	2	2	-	-	x	7	-	1	-	-	x	-	-	3	-	-
GeoB1210-3	-	x	x	-	-	-	x	4	x	x	1	-	2	-	6	2	-	5	11	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1211-1	x	-	-	-	x	-	-	x	x	x	-	-	x	x	-	5	-	x	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1212-2	-	x	x	-	-	1	-	-	-	-	4	3	3	-	2	-	-	x	3	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1213-2	-	x	x	-	-	1	-	2	-	-	1	5	2	-	12	-	-	x	11	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1215-1	x	-	x	-	x	-	-	10	3	-	-	-	-	1	2	x	-	-	10	-	-	x	-	x	-	-	1	-	-
GeoB1216-2	-	-	2	-	-	-	-	16	2	-	-	-	-	-	x	x	-	12	7	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-
GeoB1217-1	-	-	-	-	-	-	-	15	-	-	1	-	4	-	1	-	-	2	9	-	-	1	1	-	-	-	-	1	-
GeoB1218-1	-	-	-	-	-	-	-	3	-	x	-	-	-	-	1	-	-	1	4	-	-	-	-	-	x	-	-	5	-
GeoB1220-2	-	-	x	-	-	-	-	4	x	-	-	-	-	x	1	-	-	1	19	-	-	x	-	-	1	-	x	-	-
GeoB1704-1	-	-	-	-	39	-	-	3	-	-	-	-	2	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1705-2	-	-	-	-	x	-	-	3	-	-	x	-	6	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1706-1	-	-	x	-	x	-	4	6	x	-	-	-	x	-	2	-	-	2	-	-	1	-	-	-	-	-	-	x	-
GeoB1707-2	x	x	-	-	-	3	-	19	3	-	1	-	1	-	x	-	-	x	x	-	x	-	-	-	-	-	x	x	-
GeoB1709-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1710-2	x	-	-	-	-	3	-	3	1	-	x	-	2	2	-	-	-	x	5	-	-	-	x	x	-	-	2	x	-
GeoB1711-5	x	-	-	-	-	5	-	6	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	52	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-
GeoB1712-2	-	-	-	-	-	x	-	16	1	-	-	-	2	-	1	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-
GeoB1713-6	x	-	x	-	-	36	-	4	-	-	x	-	3	-	4	-	-	x	x	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-
GeoB1714-1	-	-	-	-	2	-	-	1	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1715-1	-	-	-	-	-	1	x	9	2	-	-	-	3	x	-	x	-	2	5	-	x	-	-	x	-	-	x	-	-
GeoB1716-2	-	-	-	-	-	4	-	4	-	x	x	-	-	-	1	-	-	1	16	-	-	x	-	-	x	-	x	5	-
GeoB1717-2	-	-	3	-	-	x	-	x	2	x	-	x	-	x	-	5	x	-	-	-	1	-	-	-	-	-	x	-	3
GeoB1718-1	x	-	x	-	-	9	-	-	1	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-
GeoB1719-5	-	-	x	-	-	-	x	3	2	x	x	x	2	-	x	-	-	2	29	-	2	x	-	-	-	-	x	x	4
GeoB1720-4	-	-	x	-	x	-	-	6	x	x	-	-	x	-	2	-	-	x	26	2	-	x	-	-	x	-	3	1	-
GeoB1721-4	x	-	1	-	-	1	-	9	-	-	-	x	3	2	x	3	-	x	10	x	x	-	x	-	-	-	2	-	-
GeoB1722-3	-	-	x	x	-	-	x	18	x	-	-	-	x	x	x	-	2	-	12	-	-	x	-	-	-	-	2	x	-
GeoB1724-4	-	-	-	-	-	-	1	2	-	-	x	-	x	x	-	x	-	2	7	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-
GeoB1726-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1728-3	x	-	1	-	-	-	-	17	-	-	-	-	-	-	6	3	-	x	9	-	-	x	-	x	-	-	1	-	-
GeoB1729-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
PS2110-1	-	2	-	-	-	-	1	1	18	x	x	-	-	-	3	-	-	2	5	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-

4

# 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 3

Station	<i>A. glomerata</i> (%)	<i>A. alternans</i>	<i>A. agglutinans</i>	<i>A. incertus</i>	<i>A. foliaceus</i>	<i>A. recurva</i>	<i>A. beccarii</i>	<i>A. pseudospiralis</i>	<i>A. tenuimargo</i>	<i>A. angulosa</i>	<i>A. elongatastriata</i>	<i>A. globulosus</i>	<i>A. echolsi</i>	<i>B. dilatata</i>	<i>B. pacifica</i>	<i>B. pseudoplicata</i>	<i>Bolivina</i> spp.	<i>B. subspinescens</i>	<i>B. pseudothalmanni</i>	<i>B. subaenariensis</i>	<i>B. aculeata</i>	<i>B. alazanensis</i>	<i>B. costata/mexicana</i>	<i>B. exilis</i>	<i>B. gibba</i>	<i>B. marginata</i>	<i>B. semicostata</i>	<i>C. oblongus</i>	<i>C. laevigata</i>	<i>C. optusa</i>
GeoB1013-2	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	2	-	x	8	3	-	x	-	-	x	x	-	x	x	-	5	-	x	32	x
GeoB1014-2	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	40	-	-	-	-	-	5	6	-	4	x	-	-	-	-	3	-
GeoB1015-2	-	-	x	x	3	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	5	-	-	-	-	-	5	-
GeoB1016-2	2	1	1	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1017-3	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	2	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1021-3	-	-	-	-	-	37	20	-	-	-	-	-	-	8	6	-	-	-	-	-	x	-	x	x	1	x	-	-	10	x
GeoB1022-3	-	2	-	x	-	x	x	-	-	x	-	-	-	66	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-
GeoB1023-2	-	-	x	x	x	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	24	2	-	-	-	-	-	x	-
GeoB1024-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	1	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-
GeoB1025-2	x	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	3	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-
GeoB1026-3	x	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	x	1	-	-	-	-	-	1	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1027-2	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1	-	x	x	x	-	-	-	-	-	4	-
GeoB1028-4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	7	-	-	-	-	x	1	-	3	x	1	-	-	-	x	-	10	-
GeoB1029-1	x	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	2	-	-	x	-	-	x	-	3	-	-	-	-	-	-	-	3	-
GeoB1030-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	x	x	x	-	-	-	-	-	x	8
GeoB1031-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	1	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1032-2	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	2	x	-	-	-	-	x	-	-	-
GeoB1033-3	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	2	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1034-1	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-
GeoB1035-3	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1036-3	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1037-1	3	-	6	1	x	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1203-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	2	-	1	-	-	-	-	1	-	-	-	-
GeoB1204-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	5	-	-	-	-	-	2	-	x	7	x	-	-	-	x	-	x	-
GeoB1206-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	2	-	-	x	-	2	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1207-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	4	-	x	5	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1208-1	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	5	-	5	-	-	-	-	-	x	-	1	-
GeoB1209-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	1	-	-	-	-	x	2	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1210-3	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1211-1	x	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1212-2	2	-	3	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1213-2	x	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1215-1	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	5	-	x	6	x	-	-	-	x	-	x	-
GeoB1216-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	4	-	-	-	x	x	5	-	10	x	-	-	-	-	-	2	-
GeoB1217-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	6	-	-	x	x	2	-	3	11	-	-	-	-	-	1	-	1	-
GeoB1218-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	8	x	-	x	-	2	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1220-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5	-	-	-	-	-	5	-	5	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1704-1	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	69	x	-	x	x	-	1	-	x	-	-	-	-	-	1	12	-	-
GeoB1705-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	19	-	-	-	5	1	-	x	2	-	x	9	-	-	-	-	31	-
GeoB1706-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	4	-	-	3	-	15	4	-	2	x	-	38	-	-
GeoB1707-2	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	2	x	-	-	6	x	16	2	-	1	-	-	18	-
GeoB1709-3	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1710-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	2	-	-	-	-	-	-	-	x	-
GeoB1711-5	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	1	x	x	4	-	-	-	-	-	23	-
GeoB1712-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x	3	-	6	x	32	2	-	1	-	-	-	9	-
GeoB1713-6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	18	x	-	2	2	-	-	8	-	2	3	-	x	-	-	-	29	-
GeoB1714-1	-	-	-	-	-	8	x	-	-	-	-	-	2	5	-	-	-	-	-	-	x	-	-	9	-	-	x	29	-	-
GeoB1715-1	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1716-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	x	-	-	x	-	-	3	-	2	-	3	-	-	-	x	-	-	5	-
GeoB1717-2	-	-	-	-	-	-	-	-	10	-	-	-	21	-	-	-	-	-	x	-	11	-	2	-	-	x	-	x	32	-
GeoB1718-1	-	-	-	-	-	-	x	-	1	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	2	-	x	x	2	x	-	-	x	27	-
GeoB1719-5	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	x	-	x	x	-	6	-	-	5	x	10	-	-	-	-	-	-	3	-
GeoB1720-4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	x	-	2	x	1	-	-	-	-	-	11	-
GeoB1721-4	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1722-3	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1724-4	3	-	5	1	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1726-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	12
GeoB1728-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	2	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	x
GeoB1729-1	x	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
PS2110-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	9	-	-	x	x	x	2	-	x	2	-	-	-	-	-	-	-	7

185

# 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 3 (Fortsetzung)

Station	G. rossensis (%)	G. subglobosa	G. charoides	Gyrodina spp.	G. polius	G. soldanii s.l.	G. umbrinatus	H. coronatum	H. rotulatum	H. sphaeriloculus	H. elegans	H. globulifera	H. bathica	K. bradyi	K. apicularis	Lagena spp.	L. difflugiformis	L. tubulata	L. pauperata	Lenticulina spp.	M. elongata	M. pompiolioides	M. barli/zaandamae	Miliolinella spp.	N. asterizans	N. atlantica	N. iridea	N. opima	N. umbrinifer	Oolina spp.		
GeoB1013-2	-	1	-	-	x	-	5	x	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	x	-	-	-	2	x	-	x	-	-			
GeoB1014-2	-	-	-	-	-	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-			
GeoB1015-2	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	4	2	6	x	-	-	x	-	4	-	-	-	-	-	-			
GeoB1016-2	-	-	1	-	2	-	-	-	3	-	-	-	-	-	4	1	2	-	-	-	-	11	4	-	-	-	-	-	x			
GeoB1017-3	-	x	-	x	x	x	1	-	-	x	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	2	1	-	-	-	-	x	x			
GeoB1021-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	3	-	-	-	-			
GeoB1022-3	-	1	-	-	x	-	-	1	x	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-			
GeoB1023-2	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-			
GeoB1024-3	-	x	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	-	50	-	-	-	-	2	-			
GeoB1025-2	-	-	-	-	2	3	2	-	-	2	-	-	-	-	x	1	-	-	-	-	-	1	18	-	-	-	-	2	-	1		
GeoB1026-3	-	x	-	-	x	x	2	-	x	-	-	-	-	x	-	1	x	x	-	x	3	x	9	x	-	-	-	-	x	x		
GeoB1027-2	-	1	-	-	2	2	x	-	-	-	x	-	-	-	x	1	-	-	-	x	x	3	x	3	-	-	-	-	-	1		
GeoB1028-4	-	1	-	-	x	x	x	-	-	-	x	-	-	-	x	1	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x	x	-	x		
GeoB1029-1	2	6	x	x	3	x	x	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-	-	x	-	-	x	1	-	-	-	-	-	-			
GeoB1030-3	4	40	-	x	3	x	-	-	-	-	7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x		
GeoB1031-1	x	7	-	-	1	x	x	-	x	2	-	-	-	x	-	x	-	-	x	-	-	3	x	-	-	-	-	-	-	x		
GeoB1032-2	1	9	x	-	2	1	x	-	-	x	1	-	-	x	-	x	-	-	x	x	-	2	-	3	-	x	-	-	x	x		
GeoB1033-3	-	8	-	x	2	1	x	-	-	-	1	-	-	x	-	x	-	-	x	-	-	3	x	-	-	-	x	-	-	1		
GeoB1034-1	-	11	-	-	1	x	2	-	-	-	1	-	-	-	-	1	-	-	1	x	-	2	2	x	-	-	-	-	3	x		
GeoB1035-3	-	6	-	x	x	x	2	-	-	x	-	-	-	-	-	1	-	-	-	x	-	x	x	-	-	-	-	-	16	1		
GeoB1036-3	-	2	-	x	x	x	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	32	x		
GeoB1037-1	-	x	-	-	-	-	1	-	1	1	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	2	x	-	-	-	-	-	-	30	x	
GeoB1203-2	3	14	-	-	2	1	x	-	-	2	3	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x	-	7	-	-	-	-	-	x		
GeoB1204-3	2	2	-	x	2	1	x	-	-	x	4	-	-	x	-	x	-	-	1	-	-	2	x	4	-	-	-	-	-	x		
GeoB1206-1	4	16	-	-	x	1	1	-	-	-	18	-	-	-	1	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x		
GeoB1207-2	2	7	-	-	3	1	1	-	-	1	2	-	-	x	-	-	-	-	x	x	-	x	-	x	-	-	-	-	-	x		
GeoB1208-1	x	4	-	x	x	x	x	-	-	x	3	-	-	-	-	1	-	x	x	-	-	2	x	-	-	-	-	-	-	x		
GeoB1209-1	x	15	-	x	x	2	x	-	-	-	5	-	-	x	-	x	-	-	1	-	-	2	-	-	-	x	-	-	x	x		
GeoB1210-3	x	10	x	-	3	-	3	-	-	x	x	-	-	-	-	1	-	-	x	-	-	2	x	-	-	-	-	-	7	-		
GeoB1211-1	-	7	x	x	x	1	2	-	-	x	-	-	-	-	-	1	x	-	-	x	-	2	2	-	-	-	-	-	8	x		
GeoB1212-2	-	3	x	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	x	-	1	x	-	-	x	-	x	x	x	-	-	-	-	26	1		
GeoB1213-2	x	6	x	x	-	x	1	-	-	x	-	x	-	-	-	2	x	-	-	-	-	1	x	x	-	-	-	-	15	x		
GeoB1215-1	x	7	-	x	2	2	x	-	-	1	2	-	-	-	x	-	x	-	-	x	x	-	1	x	-	-	-	-	-	x		
GeoB1216-2	2	6	-	x	x	x	x	-	-	1	-	-	-	1	-	x	-	-	1	-	-	x	-	2	-	-	-	-	-	x		
GeoB1217-1	3	4	-	x	2	x	x	-	-	x	2	-	-	x	-	x	-	-	x	x	-	x	x	x	-	-	-	-	-	x		
GeoB1218-1	3	14	-	-	x	-	1	-	-	-	7	-	-	-	1	-	x	-	-	x	x	-	-	-	-	x	-	-	-	x		
GeoB1220-2	2	6	-	-	4	-	x	-	-	2	1	-	-	-	x	-	x	-	x	x	-	x	x	5	-	-	-	-	-	x		
GeoB1704-1	x	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-		
GeoB1705-2	-	-	-	-	1	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	1	x	x	-	-	-		
GeoB1706-1	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	x	-	x		
GeoB1707-2	-	x	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x		
GeoB1709-3	-	x	-	-	2	x	2	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	1	2	-	-	-	-	-	-	x		
GeoB1710-2	-	-	-	-	x	4	1	3	-	-	1	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	3	3	-	-	-	-	-	-	x		
GeoB1711-5	-	1	-	-	2	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	6	-	-	-	-	x	x	-	x	
GeoB1712-2	-	x	-	-	2	x	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x
GeoB1713-6	-	-	-	-	2	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
GeoB1714-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-		
GeoB1715-1	-	x	-	-	3	x	1	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	x	-	4	2	-	-	-	-	-	4	x		
GeoB1716-2	-	5	-	-	2	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	1	-	-	x		
GeoB1717-2	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	
GeoB1718-1	x	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
GeoB1719-5	x	7	-	-	4	-	1	-	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x		
GeoB1720-4	-	5	2	2	3	-	x	-	-	x	3	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
GeoB1721-4	-	6	x	-	-	2	2	1	-	-	x	x	-	-	-	1	x	-	-	-	-	4	x	-	-	-	-	-	-	-	x	
GeoB1722-3	-	1	x	1	3	x	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	3	x	-	-	-	-	-	-	3	x	
GeoB1724-4	-	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	1	6	13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	
GeoB1726-2	x	11	-	-	x	2	-	-	-	-	7	-	-	x	x	-	-	-	-	x	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	
GeoB1728-3	2	5	x	-	4	1	1	-	-	x	4	-	-	-	x	-	1	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	x	
GeoB1729-1	-	7	x	-	x	x	2	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	1	x	-	-	-	-	-	19	-	
PS2110-1	-	2	-	-	3	-	1	-	-	-	x	-	-	-	x	-	x	-	-	2	-	x	x	-	-	x	-	-	-	-	-	

187

# 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 3 (Fortsetzung)

Station	Spiroculina spp. (%)	S. aduncus	T. milleti	T. pseudogramen	T. sagittula	Textularia sp. 1	Text. sp. 2 (klein)	T. papillata	Triloculina spp.	T. tricarinata	T. conica	T. globigeriniformis	Troch. sp. 1 (flach)	Troch. sp. 2 (turr. flach)	Trochammina spp.	U. auberiana	U. hispida	U. peregrina s.l.	U. proboscidea	Uvigerina sp. 1 (klein)	V. laevigata	V. arctica	alle anderen Arten
GeoB1013-2	x	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	19	-	-	x	-	2
GeoB1014-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	4	-	x	-	-	x	x	3
GeoB1015-2	-	1	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	1	-	3	-	-	10	-	-	x	-	7
GeoB1016-2	-	x	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	9	-	-	-	-	5
GeoB1017-3	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	4
GeoB1021-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	3
GeoB1022-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	2	4
GeoB1023-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	15	-	x	-	-	5	-	4
GeoB1024-3	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	23	-	-	x	-	3
GeoB1025-2	-	x	-	1	-	-	-	x	-	1	-	-	-	x	-	-	-	9	-	-	-	-	4
GeoB1026-3	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	3
GeoB1027-2	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	1	-	x	23	1	-	2	-	2
GeoB1028-4	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	x	-	x	9	x	-	2	-	3
GeoB1029-1	-	-	-	-	-	2	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	4	2	x	-	x	-	2
GeoB1030-3	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	11	-	6	x	-	-	x
GeoB1031-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	3	x	-	-	3
GeoB1032-2	-	-	-	-	-	-	x	-	x	-	-	x	-	x	-	x	4	x	x	-	-	-	5
GeoB1033-3	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	1	2	x	-	-	-	2
GeoB1034-1	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	2	-	x	-	-	-	2
GeoB1035-3	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	1	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	2
GeoB1036-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
GeoB1037-1	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	x	x	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4
GeoB1203-2	x	-	-	-	-	-	x	1	x	-	-	-	-	-	-	1	1	1	2	-	-	-	3
GeoB1204-3	-	-	-	x	-	-	x	-	x	-	-	-	-	x	-	1	2	x	1	-	-	-	4
GeoB1206-1	x	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	1	-	-	-	-	4
GeoB1207-2	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	1	3	1	1	-	-	-	5
GeoB1208-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	3
GeoB1209-1	x	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	3	2	x	-	-	-	-	2
GeoB1210-3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5	1	-	-	-	-	-	3
GeoB1211-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	2	2	-	-	-	-	-	2
GeoB1212-2	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	2	x	x	-	-	x	x	-	-	-	-	-	4
GeoB1213-2	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	5
GeoB1215-1	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	4	3	5	2	-	-	-	4
GeoB1216-2	-	-	-	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	2	3	1	1	-	-	-	4
GeoB1217-1	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	x	6	x	x	-	-	-	4
GeoB1218-1	x	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	x	4	-	-	-	-	6
GeoB1220-2	-	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	x	x	x	-	2	x	x	-	-	-	-	4
GeoB1704-1	x	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	x
GeoB1705-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	7	-	x	-	-	x	-	x
GeoB1706-1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	10	-	x	-	-	x	-	2
GeoB1707-2	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	-	x	-	-	3	-	2
GeoB1709-3	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	13	5	-	-	-	-	-	4
GeoB1710-2	-	-	-	-	-	-	x	-	1	-	-	-	-	-	-	x	16	x	-	-	-	-	4
GeoB1711-5	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	1	-	1
GeoB1712-2	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	1	-	-	4	-	2
GeoB1713-6	1	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	2	-	-	2	-	1
GeoB1714-1	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	17	-	-	-	-	-	x
GeoB1715-1	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	x	x	-	14	6	-	-	-	-	-	1
GeoB1716-2	-	x	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	1	-	3
GeoB1717-2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	2	-	-	-	-	2
GeoB1718-1	-	-	-	x	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	2
GeoB1719-5	-	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x	-	-	3	-	4
GeoB1720-4	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	5	-	-	-	-	4
GeoB1721-4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	5	-	-	-	-	2
GeoB1722-3	-	-	-	-	2	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	9	5	-	-	-	-	-	4
GeoB1724-4	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	x	1	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6
GeoB1726-2	x	-	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	x	x	-	-	-	-	3
GeoB1728-3	x	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	1
GeoB1729-1	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	3
PS2110-1	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	11	x	-	x	-	-	4



Anhang 11.2 Tabelle 4 Lebend-Vergesellschaftungen

Station	Q-PC1	Q-PC2	Q-PC3	Q-PC4	Q-PC5	Q-PC6	Q-PC7	Kommunalität
GeoB1013-2	-0,002	0,069	-0,053	0,732	0,072	0,002	0,486	0,78
GeoB1014-2	-0,014	0,184	-0,017	0,067	-0,042	-0,034	0,166	0,07
GeoB1015-2	0,001	-0,005	0,291	0,311	0,565	0,144	-0,081	0,53
GeoB1016-2	0,126	0,011	0,203	0,012	0,811	0,087	-0,005	0,72
GeoB1017-3	0,072	0,056	0,184	-0,033	0,889	0,142	0,051	0,86
GeoB1021-3	-0,004	-0,105	-0,044	-0,060	0,109	-0,092	0,476	0,26
GeoB1022-3	-0,048	0,120	-0,037	-0,007	0,095	0,119	0,451	0,24
GeoB1023-2	-0,003	0,804	0,018	0,091	0,124	0,073	-0,078	0,68
GeoB1024-3	0,025	0,190	-0,056	0,662	0,293	0,055	-0,105	0,58
GeoB1025-2	0,266	0,139	0,013	0,540	0,470	-0,001	0,001	0,60
GeoB1026-3	0,449	0,065	0,195	-0,017	0,713	0,158	0,009	0,78
GeoB1027-2	0,169	0,073	0,085	0,499	0,743	0,131	0,027	0,86
GeoB1028-4	0,767	0,018	0,160	0,214	0,497	0,097	0,032	0,92
GeoB1029-1	0,336	-0,052	0,330	0,199	0,408	0,269	-0,064	0,51
GeoB1030-3	-0,007	0,078	-0,037	-0,119	0,239	0,226	0,074	0,14
GeoB1031-1	0,197	0,009	0,192	0,067	0,187	0,743	-0,108	0,68
GeoB1032-2	0,079	-0,021	0,178	0,245	0,040	0,809	-0,100	0,76
GeoB1033-3	0,094	-0,011	0,407	0,091	0,256	0,608	-0,081	0,62
GeoB1034-1	0,119	-0,049	0,578	-0,087	0,300	0,491	0,009	0,69
GeoB1035-3	0,062	-0,027	0,825	-0,061	0,132	0,060	-0,005	0,71
GeoB1036-3	0,090	0,039	0,884	-0,043	0,165	0,091	-0,004	0,83
GeoB1037-1	0,141	0,050	0,581	-0,021	0,256	0,074	-0,025	0,43
GeoB1203-2	0,498	0,024	0,078	-0,050	0,304	0,566	-0,001	0,67
GeoB1204-3	0,477	0,045	0,028	0,004	0,135	0,566	0,026	0,57
GeoB1206-1	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1207-2	0,506	0,196	0,044	0,041	0,506	0,539	0,056	0,85
GeoB1208-1	0,453	0,224	0,029	0,027	0,540	0,467	0,067	0,77
GeoB1209-1	0,524	0,019	0,118	0,137	0,273	0,335	-0,075	0,50
GeoB1210-3	0,434	0,061	0,722	-0,007	0,112	0,238	0,013	0,78
GeoB1211-1	-0,084	-0,038	0,798	0,071	0,100	0,306	-0,043	0,76
GeoB1212-2	0,050	-0,033	0,864	-0,036	0,053	-0,002	-0,062	0,76
GeoB1213-2	0,451	-0,037	0,713	0,002	0,072	0,024	-0,035	0,72
GeoB1215-1	0,517	0,091	0,120	-0,018	0,384	0,513	0,039	0,70
GeoB1216-2	0,329	0,162	0,053	0,003	0,626	0,381	0,105	0,69
GeoB1217-1	0,428	0,106	0,112	-0,087	0,704	0,288	0,085	0,80
GeoB1218-1	0,211	-0,037	-0,124	-0,103	0,122	0,184	-0,026	0,12
GeoB1220-2	0,822	-0,041	0,107	-0,031	0,134	0,291	-0,015	0,79
GeoB1704-1	-0,004	0,088	0,015	0,167	-0,109	0,005	0,753	0,61
GeoB1705-2	0,011	0,778	0,037	0,036	-0,095	-0,053	0,088	0,63
GeoB1706-1	0,012	0,908	0,014	0,041	0,056	-0,003	-0,010	0,83
GeoB1707-2	0,071	0,629	-0,088	-0,047	0,507	0,150	0,078	0,70
GeoB1709-3	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1710-2	0,227	-0,116	0,212	0,293	0,521	0,181	-0,126	0,52
GeoB1711-5	0,952	0,004	0,117	0,023	0,096	0,007	-0,019	0,93
GeoB1712-2	0,034	0,848	-0,060	-0,012	0,370	0,063	0,041	0,87
GeoB1713-6	0,021	0,402	0,049	0,154	-0,111	0,065	0,637	0,61
GeoB1714-1	-0,012	-0,139	-0,040	0,024	0,036	-0,123	0,581	0,38
GeoB1715-1	0,255	0,032	0,291	0,287	0,654	0,067	-0,014	0,67
GeoB1716-2	0,665	-0,038	0,227	0,001	0,402	0,078	-0,069	0,67
GeoB1717-2	0,038	0,030	-0,065	0,594	0,073	0,019	0,003	0,37
GeoB1718-1	-0,005	-0,060	-0,028	0,892	-0,010	-0,015	0,219	0,85
GeoB1719-5	0,897	0,030	0,163	-0,002	0,056	0,136	-0,033	0,85
GeoB1720-4	0,906	-0,013	0,085	0,199	0,201	0,131	-0,028	0,93
GeoB1721-4	0,438	0,046	0,250	0,415	0,454	0,404	-0,032	0,80
GeoB1722-3	0,514	0,170	0,178	0,271	0,578	0,227	0,039	0,79
GeoB1724-4	0,181	-0,028	0,198	-0,080	0,184	0,413	0,027	0,28
GeoB1726-2	-	-	-	-	-	-	-	-
GeoB1728-3	0,381	0,201	0,138	0,008	0,620	0,482	0,040	0,82
GeoB1729-1	-	-	-	-	-	-	-	-
PS2110-1	0,193	0,106	0,081	0,328	0,810	0,173	0,051	0,85

## 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 5 Gehäuse-Vergesellschaftungen

Station	Q-PC1	Q-PC2	Q-PC3	Q-PC4	Q-PC5	Q-PC6	Q-PC7	Kommunalität
GeoB1013-2	0,112	0,903	-0,020	-0,068	-0,095	0,050	0,189	0,88
GeoB1014-2	-0,019	0,167	-0,051	-0,035	-0,914	0,042	-0,019	0,87
GeoB1015-2	0,624	0,259	-0,162	0,007	0,090	0,097	0,255	0,57
GeoB1016-2	0,808	-0,016	-0,048	0,124	0,022	-0,067	0,259	0,74
GeoB1017-3	0,906	-0,097	0,050	0,280	-0,104	0,070	-0,019	0,93
GeoB1021-3	-0,032	0,337	-0,026	-0,008	-0,124	-0,062	0,017	0,13
GeoB1022-3	-0,020	0,107	-0,004	-0,015	-0,956	-0,076	-0,005	0,93
GeoB1023-2	0,074	-0,070	0,052	0,083	-0,025	0,809	0,248	0,74
GeoB1024-3	0,094	0,082	-0,024	-0,045	0,035	0,011	0,862	0,76
GeoB1025-2	0,361	0,007	0,057	0,055	0,019	0,052	0,826	0,82
GeoB1026-3	0,754	-0,136	0,146	0,345	-0,070	0,218	0,265	0,85
GeoB1027-2	0,719	0,260	0,037	0,055	0,077	-0,076	0,451	0,80
GeoB1028-4	0,855	0,360	0,072	0,123	0,041	0,104	0,086	0,90
GeoB1029-1	0,898	0,014	0,192	0,192	0,005	-0,011	-0,095	0,89
GeoB1030-3	-0,005	0,047	0,793	0,002	0,043	-0,058	-0,123	0,65
GeoB1031-1	0,812	-0,093	0,390	0,260	-0,037	0,072	0,087	0,90
GeoB1032-2	0,588	-0,051	0,613	0,149	-0,004	0,037	0,133	0,77
GeoB1033-3	0,747	-0,120	0,493	0,246	-0,047	0,092	0,074	0,89
GeoB1034-1	0,741	-0,095	0,414	0,346	-0,028	0,075	0,001	0,86
GeoB1035-3	0,383	-0,060	0,335	0,797	-0,027	0,144	0,095	0,93
GeoB1036-3	0,294	0,001	0,084	0,921	0,012	0,021	0,004	0,94
GeoB1037-1	0,068	0,040	-0,031	0,914	0,053	-0,077	-0,031	0,85
GeoB1203-2	0,280	-0,025	0,811	0,107	0,018	0,005	-0,009	0,75
GeoB1204-3	0,765	-0,018	0,395	0,050	0,026	-0,045	-0,030	0,75
GeoB1206-1	0,053	0,024	0,813	0,011	0,042	0,010	-0,057	0,67
GeoB1207-2	0,516	-0,014	0,691	0,122	-0,006	0,054	0,105	0,77
GeoB1208-1	0,571	-0,086	0,541	0,247	-0,062	0,188	0,160	0,75
GeoB1209-1	0,368	-0,041	0,826	0,250	-0,004	0,107	0,061	0,90
GeoB1210-3	0,783	-0,041	0,267	0,431	0,010	-0,027	-0,104	0,88
GeoB1211-1	0,673	-0,077	0,333	0,591	-0,031	0,113	0,126	0,95
GeoB1212-2	0,172	0,015	0,115	0,942	0,022	0,026	0,039	0,93
GeoB1213-2	0,612	-0,033	0,215	0,723	-0,007	0,081	0,021	0,95
GeoB1215-1	0,456	-0,051	0,693	0,054	-0,005	0,010	0,158	0,72
GeoB1216-2	0,860	0,060	0,285	0,046	0,043	-0,083	-0,145	0,86
GeoB1217-1	0,778	0,121	0,296	-0,042	0,070	-0,138	-0,044	0,74
GeoB1218-1	0,152	0,044	0,749	-0,039	0,048	-0,020	-0,104	0,60
GeoB1220-2	0,666	-0,031	0,579	0,083	0,006	0,004	-0,002	0,79
GeoB1704-1	-0,012	0,284	-0,017	-0,020	-0,931	-0,049	-0,014	0,95
GeoB1705-2	0,015	0,769	-0,033	-0,016	-0,478	0,186	-0,073	0,86
GeoB1706-1	0,052	0,770	-0,003	0,013	0,008	0,544	-0,051	0,89
GeoB1707-2	0,086	0,552	0,006	0,004	0,004	0,793	-0,074	0,95
GeoB1709-3	0,829	-0,076	0,067	0,222	-0,020	-0,008	0,100	0,76
GeoB1710-2	0,858	0,054	0,073	0,169	0,024	-0,016	0,361	0,90
GeoB1711-5	0,647	0,572	-0,028	0,123	0,027	0,289	-0,008	0,85
GeoB1712-2	0,032	0,209	-0,072	-0,088	0,036	0,850	-0,097	0,79
GeoB1713-6	0,039	0,801	-0,004	-0,008	-0,473	0,212	-0,061	0,92
GeoB1714-1	0,077	0,896	-0,014	-0,060	0,087	-0,035	0,172	0,85
GeoB1715-1	0,540	-0,068	0,222	0,432	-0,039	0,118	0,325	0,65
GeoB1716-2	0,844	0,055	0,070	0,200	0,005	0,239	-0,174	0,85
GeoB1717-2	0,031	0,799	-0,015	-0,031	-0,458	0,179	-0,064	0,89
GeoB1718-1	-0,002	0,610	0,007	-0,006	0,100	-0,004	-0,063	0,39
GeoB1719-5	0,090	0,080	0,351	0,047	0,005	0,720	-0,004	0,66
GeoB1720-4	0,757	0,377	0,285	0,199	0,010	0,207	0,049	0,88
GeoB1721-4	0,685	-0,098	0,397	0,324	-0,058	0,178	0,239	0,83
GeoB1722-3	0,659	-0,085	0,263	0,443	-0,050	0,156	0,260	0,80
GeoB1724-4	0,110	-0,029	-0,108	0,196	0,029	-0,063	-0,045	0,07
GeoB1726-2	0,058	-0,043	0,621	0,096	-0,018	0,142	0,097	0,43
GeoB1728-3	0,507	-0,130	0,531	0,321	-0,072	0,251	0,235	0,78
GeoB1729-1	0,442	-0,019	0,220	0,830	0,006	0,015	-0,013	0,93
PS2110-1	0,833	0,323	0,117	0,068	0,070	-0,017	0,150	0,84

Anhang 11.2 Tabelle 6

## Potentiell Fossil-Vergesellschaftungen

Station	R-PC1	R-PC2	R-PC3	R-PC4	R-PC5	R-PC6
GeoB1013-2	-1,126	0,691	0,021	1,079	-0,579	-5,106
GeoB1014-2	0,113	0,045	0,806	-1,728	0,734	-0,908
GeoB1015-2	-0,982	0,480	0,740	-0,849	-0,055	1,236
GeoB1016-2	-0,444	0,555	0,506	0,342	-0,485	0,996
GeoB1017-3	0,156	0,665	0,374	0,548	-0,170	0,590
GeoB1021-3	-3,381	0,256	0,404	0,325	-0,447	-0,033
GeoB1022-3	-0,761	0,304	0,219	-0,205	1,153	-0,750
GeoB1023-2	0,829	0,129	0,594	-1,869	-1,525	-0,568
GeoB1024-3	-0,735	0,546	0,474	-0,427	-1,883	0,028
GeoB1025-2	0,135	0,737	0,038	-0,110	-5,435	-0,229
GeoB1026-3	0,394	0,544	0,518	0,607	-0,225	0,321
GeoB1027-2	-0,217	-0,062	0,225	-0,247	-0,795	0,617
GeoB1028-4	-0,527	0,016	-0,062	-0,569	-0,565	1,003
GeoB1029-1	0,140	-0,209	-0,213	0,666	-1,321	0,196
GeoB1030-3	0,345	0,135	-2,064	0,419	0,919	-0,655
GeoB1031-1	0,693	-0,305	0,182	0,885	-0,035	0,085
GeoB1032-2	0,437	-2,226	0,408	0,295	-0,154	-0,436
GeoB1033-3	0,632	-0,712	0,078	0,559	0,042	0,219
GeoB1034-1	0,686	-0,031	0,310	0,957	0,236	-0,036
GeoB1035-3	0,987	0,502	0,468	1,243	0,506	-0,062
GeoB1036-3	0,559	0,703	0,653	0,851	0,575	0,198
GeoB1037-1	0,326	0,921	0,665	0,755	0,924	0,222
GeoB1203-2	-0,149	-3,816	-0,073	-0,293	0,791	-0,249
GeoB1204-3	-0,114	-2,054	-0,040	0,018	-0,620	0,614
GeoB1206-1	0,042	0,744	-4,155	0,322	0,226	0,042
GeoB1207-2	0,485	-2,319	0,043	0,446	0,068	-0,374
GeoB1208-1	0,501	-0,967	0,356	0,665	0,112	0,171
GeoB1209-1	0,509	0,046	-1,403	0,600	0,070	0,013
GeoB1210-3	0,917	0,152	0,104	1,193	-0,120	-0,387
GeoB1211-1	0,853	0,673	0,593	1,061	0,102	0,105
GeoB1212-2	0,504	0,703	0,567	0,578	0,684	0,431
GeoB1213-2	0,436	0,817	0,479	0,715	0,378	0,451
GeoB1215-1	0,394	-2,190	0,055	0,524	0,242	-0,242
GeoB1216-2	-0,446	-1,618	-0,586	-0,156	-0,119	0,704
GeoB1217-1	-0,945	-1,708	-0,569	-0,442	-0,457	0,906
GeoB1218-1	-0,041	0,768	-4,353	0,156	-0,360	0,153
GeoB1220-2	-0,081	-2,153	0,084	0,070	0,029	0,170
GeoB1704-1	-1,276	0,207	0,319	0,027	0,691	-1,078
GeoB1705-2	0,847	0,247	0,105	-1,524	0,235	-3,103
GeoB1706-1	0,305	0,162	0,406	-1,630	-0,303	-1,505
GeoB1707-2	0,602	0,369	0,306	-2,372	0,619	-0,324
GeoB1709-3	0,804	0,546	0,266	1,089	-0,494	-0,085
GeoB1710-2	0,156	0,473	0,385	0,349	-0,954	0,595
GeoB1711-5	0,156	0,208	0,598	-1,278	-0,474	0,447
GeoB1712-2	0,724	0,340	0,252	-2,863	-0,028	0,007
GeoB1713-6	0,392	0,373	-0,091	-1,567	1,041	-1,174
GeoB1714-1	-4,358	0,291	0,473	0,741	-0,050	0,505
GeoB1715-1	0,638	0,608	0,566	0,840	0,073	0,170
GeoB1716-2	0,125	0,518	-0,028	-1,767	0,458	1,842
GeoB1717-2	-1,446	0,269	0,247	-1,007	1,886	0,268
GeoB1718-1	-2,527	0,358	0,294	0,377	1,276	-0,455
GeoB1719-5	0,704	0,725	-0,772	-2,134	0,729	1,125
GeoB1720-4	-0,117	0,324	-0,116	-0,671	0,183	1,227
GeoB1721-4	0,555	0,405	0,699	0,539	0,189	0,712
GeoB1722-3	0,910	0,616	0,668	0,965	0,261	0,232
GeoB1724-4	0,357	1,200	1,262	0,672	1,308	0,787
GeoB1726-2	-0,052	0,570	-2,173	0,275	0,955	0,103
GeoB1728-3	0,959	-0,680	0,111	0,795	0,010	-0,295
GeoB1729-1	0,855	0,816	0,621	1,158	0,839	0,005
PS2110-1	-0,433	0,291	-0,843	0,003	-0,892	0,557

## 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 7

Arten	Lebend-Vergesellschaftungen						
	Q-PC1	Q-PC2	Q-PC3	Q-PC4	Q-PC5	Q-PC6	Q-PC7
<i>Adercotryma glomerata</i>	-0,528	-0,194	3,170	0,096	-0,034	0,386	-0,414
<i>Alterammina alternans</i>	-0,172	-0,219	-0,302	-0,336	-0,073	-0,359	-0,044
<i>Ammobaculites agglutinans</i>	-0,153	0,046	2,961	-0,321	-0,227	-1,506	-0,272
<i>Ammobaculites filiformis</i>	-0,062	-0,169	-0,121	-0,279	-0,262	-0,380	-0,209
<i>Ammodiscus incertus</i>	-0,287	-0,045	0,638	-0,186	-0,227	-0,201	-0,254
<i>Ammolagena clavata</i>	-0,049	-0,204	-0,408	-0,176	-0,446	0,458	-0,275
<i>Ammomarginulina foliacea</i>	0,078	-0,163	0,176	0,017	-0,013	-0,432	-0,407
<i>Ammomarginulina recurva</i>	-0,184	-0,280	1,174	-0,184	0,256	-0,561	-0,300
<i>Ammonia beccarii</i>	-0,107	-0,854	-0,291	-0,812	0,248	-0,683	2,190
<i>Ammoscalaria pseudospiralis</i>	-0,047	-1,660	-0,281	-1,453	0,772	-1,098	5,195
<i>Ammoscalaria tenuimargo</i>	-0,256	0,975	-0,300	-0,154	-0,106	-0,351	-0,324
<i>Angulogerina angulosa</i>	-0,091	-0,212	-0,320	-0,340	-0,121	-0,371	-0,198
<i>Angulogerina elongatastriata</i>	-0,163	-0,277	-0,266	0,682	-0,404	-0,300	0,498
<i>Anomalinoides globulosus</i>	0,255	-0,229	-0,356	-0,210	-0,200	-0,509	-0,262
<i>Aschomonella spp.</i>	-0,314	0,021	-0,227	0,293	0,777	-0,921	-0,557
<i>Astrononion antarcticum</i>	-0,177	-0,220	-0,328	-0,244	-0,097	-0,313	-0,220
<i>Astrononion echolsi</i>	-0,050	-0,338	-0,742	-0,076	0,862	-0,477	-0,287
<i>Bathysiphon sp.</i>	0,001	-0,184	-0,298	-0,143	-0,132	-0,433	-0,285
<i>Bolivina dilatata</i>	-0,272	0,364	-0,157	0,190	-0,445	-0,130	2,247
<i>Bolivina pacifica</i>	-0,078	-0,360	-0,259	-0,309	0,114	-0,719	2,425
<i>Bolivina pseudoplicata</i>	-0,160	0,236	-0,302	-0,402	-0,163	-0,454	-0,684
<i>Bolivina spp.</i>	-0,141	-0,257	-0,287	-0,163	-0,281	-0,344	-0,050
<i>Bolivina subspinescens</i>	0,185	-0,218	-0,308	-0,297	-0,208	-0,506	-0,270
<i>Bolivinita pseudothalmanni</i>	-0,130	-0,237	-0,306	-0,195	-0,180	-0,146	-0,307
<i>Brizalina subaenariensis</i>	-0,110	0,153	-0,213	-0,161	-0,313	-0,413	0,231
<i>Bulimina aculeata</i>	-0,141	-0,251	-0,325	0,794	-0,398	-0,332	-0,163
<i>Bulimina alazanensis</i>	-0,089	-0,240	-0,344	-0,243	-0,055	-0,211	-0,281
<i>Bulimina costata/mexicana</i>	-0,054	4,452	-0,153	-0,276	-0,002	-0,935	-1,046
<i>Bulimina exilis</i>	-0,005	1,622	0,032	0,266	-0,852	-0,448	0,777
<i>Bulimina gibba</i>	-0,130	-0,265	-0,299	-0,323	-0,144	-0,386	-0,013
<i>Bulimina marginata</i>	-0,152	-0,263	-0,288	0,181	-0,262	-0,343	0,292
<i>Bulimina semicostata</i>	-0,150	-0,194	-0,379	-0,391	-0,048	-0,249	-0,149
<i>Cancris oblongus</i>	-0,172	-0,626	-0,143	-0,339	-0,235	-0,203	3,919
<i>Cassidulina laevigata</i>	0,062	0,358	-0,171	1,083	-0,200	-0,647	0,985
<i>Cassidulina teretis</i>	-0,114	-0,354	-0,263	-0,283	-0,068	-0,208	0,120
<i>Cassidulinoides bradyi</i>	-0,116	-0,271	-0,197	0,205	-0,320	-0,387	1,282
<i>Chilostomella oolina</i>	-0,168	1,278	0,159	1,722	-0,590	-0,509	-0,131
<i>Cibicides lobatulus</i>	0,001	-0,194	-0,320	-0,278	-0,191	-0,362	-0,174
<i>Cibicidoides bradyi</i>	-0,053	-0,256	-0,098	-0,146	-0,095	-0,441	-0,273
<i>Cibicidoides cf. robertsonianus</i>	0,198	-0,478	-0,694	-0,492	0,149	-0,142	-0,357
<i>Cibicidoides kullenbergi s.l.</i>	0,193	-0,335	0,209	-0,528	-0,259	1,391	-0,105
<i>Cibicidoides pseudoungerianus</i>	-0,163	-0,055	-0,420	1,049	-0,378	-0,313	-0,578
<i>Cibicidoides sp. 1</i>	-0,244	-0,250	-0,386	0,024	-0,432	0,742	-0,356
<i>Cibicidoides spp.</i>	0,198	-0,043	-0,333	-0,081	-0,192	-0,446	-0,373
<i>Cornuspira involvens</i>	-0,133	-0,180	-0,326	-0,060	-0,221	-0,242	-0,356
<i>Cribrostomoides jeffreysii</i>	-0,020	-0,282	-0,331	-0,431	-0,007	0,039	0,316
<i>Cribrostomoides ringens</i>	-0,087	-0,234	-0,407	-0,363	-0,090	-0,175	-0,158
<i>Cribrostomoides subglobosus</i>	-1,383	-0,153	4,425	0,929	-0,925	5,643	-0,609
<i>Cribrostomoides triangularis</i>	-0,160	-0,157	-0,267	0,278	-0,337	-0,284	0,459
<i>Crithonina sp.</i>	-0,268	0,126	0,064	0,409	1,495	-1,311	-0,232
<i>Cyclammina trullisata</i>	-0,133	-0,266	-0,263	-0,299	-0,279	0,367	-0,273
<i>Cystammina galeata</i>	-0,124	-0,141	0,653	-0,225	-0,315	-0,651	-0,260
<i>Cystammina pauciloculata</i>	-0,337	-0,309	-0,031	0,057	-0,488	1,081	-0,551
<i>Dendrohypha sp.</i>	0,035	-0,203	-0,307	-0,278	-0,231	-0,252	-0,243
<i>Eggerella bradyi</i>	-0,047	-0,307	1,327	-0,375	0,420	-0,385	-0,178
<i>Eggerella propinqua</i>	-0,176	-0,235	-0,295	-0,225	-0,281	0,444	-0,307
<i>Eggerelloides scabrus</i>	-0,350	-0,411	-0,188	1,019	-0,358	-0,127	2,342
<i>Ehrenbergina trigona</i>	0,006	-0,252	-0,380	-0,364	-0,108	-0,241	-0,181
<i>Epistominella exigua</i>	-0,717	-2,392	3,576	-0,110	7,645	-1,413	-0,383
<i>Epistominella rugosa</i>	-0,008	-0,190	-0,307	-0,284	-0,217	-0,196	-0,245
<i>Eponides pusillus</i>	-0,039	-0,257	-0,098	-0,450	0,023	-0,345	-0,196
<i>Fissurina spp.</i>	-0,214	-0,041	0,129	0,140	-0,392	0,611	-0,424
<i>Fontbotia wuellerstorfi s.l.</i>	1,031	-0,232	0,396	-0,286	0,220	1,154	-0,427
<i>Fursenkoina mexicana</i>	-0,260	1,704	-0,341	-0,309	-0,028	-0,484	-0,026
<i>Gaudryina trinitatensis</i>	0,307	-0,256	-0,368	-0,336	-0,157	-0,532	-0,254
<i>Gavellinopsis translucens</i>	0,322	0,055	-0,382	-0,175	0,074	-0,643	-0,434
<i>Globobulimina sp.</i>	-0,127	-0,030	-0,272	0,209	-0,296	-0,348	0,156
<i>Globobulimina turgida</i>	0,096	1,327	-0,150	1,102	-0,322	-0,905	1,138
<i>Globocassidulina rossensis</i>	-0,043	-0,273	-0,564	-0,604	-0,059	0,060	-0,018
<i>Globocassidulina subglobosa</i>	-0,388	-0,286	0,418	-1,016	-0,076	2,259	0,611
<i>Glomospira charoides</i>	0,158	-0,189	-0,094	-0,164	-0,297	-0,300	-0,313
<i>Glomospira gordialis</i>	-0,136	-0,237	-0,339	-0,063	-0,421	0,405	-0,386
<i>Gyroidinoides polius</i>	-0,219	-0,227	0,075	-0,395	0,389	0,092	0,015
<i>Gyroidinoides soldanii s.l.</i>	-0,001	-0,154	-0,246	-0,368	0,132	-0,195	-0,142
<i>Gyroidinoides umbonatus</i>	-0,250	-0,303	0,217	0,660	-0,022	0,131	-0,225
<i>Haplophragmoides bradyi</i>	-0,096	-0,244	-0,213	-0,187	-0,127	-0,391	-0,295
<i>Haplophragmoides canariensis</i>	-0,146	-0,111	-0,350	0,250	-0,170	-0,345	-0,544
<i>Haplophragmoides coronatum</i>	-0,202	-0,097	-0,277	-0,136	-0,207	-0,272	0,321
<i>Haplophragmoides rotulatum</i>	-0,049	-0,206	-0,294	-0,240	-0,213	-0,309	-0,284
<i>Haplophragmoides sphaeruloculus</i>	0,504	-0,440	-0,265	-0,341	-0,780	3,127	-0,137
<i>Hippocrepina cylindrica</i>	-0,382	-0,554	-0,073	0,301	0,877	-0,695	-0,794
<i>Hippocrepinella sp.</i>	0,082	-0,279	-0,443	-0,311	-0,307	0,241	-0,228
<i>Hoeglundina elegans</i>	1,161	-0,548	-1,120	-0,674	0,092	1,826	-0,026
<i>Hormosina globulifera</i>	-0,297	0,609	-0,398	-0,532	0,200	-0,429	-0,248
<i>Hormosina spp.</i>	-0,020	-0,235	-0,289	-0,222	-0,206	-0,318	-0,262
<i>Ioanella tumidula</i>	-0,123	-0,266	-0,192	-0,268	-0,358	0,337	-0,214
<i>Jaculella optusa</i>	-0,151	-0,170	-0,312	-0,064	-0,118	-0,383	-0,299
<i>Karenella bradyi</i>	-0,076	-0,205	-0,252	-0,162	-0,150	-0,316	-0,301

<i>Karrerulina apicularis</i>	-0,343	-0,307	-0,227	-0,173	0,276	-0,512	-0,286
<i>Komokiacea spp.</i>	0,078	0,062	-0,140	-0,217	0,089	-0,107	-0,364
<i>Labrospira crassimargo</i>	-0,020	-0,305	-0,631	-0,117	-0,329	0,750	-0,313
<i>Lagena spp.</i>	-0,276	-0,100	0,000	-0,208	-0,164	-0,012	-0,208
<i>Lagenammmina difflugiformis</i>	-0,464	-0,606	0,497	0,286	1,638	-1,205	-0,539
<i>Lagenammmina tubulata</i>	0,225	-0,261	0,425	-0,428	-0,076	1,770	-0,034
<i>Laticarinina pauperata</i>	-0,109	-0,222	-0,508	-0,433	-0,184	0,515	-0,145
<i>Lenticulina spp.</i>	-0,051	-0,100	-0,208	-0,123	-0,249	-0,251	-0,092
<i>Lituotuba lituliformis</i>	-0,180	-0,105	-0,299	-0,358	-0,178	-0,271	0,175
<i>Marsipella cylindrica</i>	0,022	-0,189	-0,321	0,113	-0,308	-0,398	-0,348
<i>Marsipella elongata</i>	-0,005	-0,295	-0,308	-0,531	0,347	-0,668	-0,187
<i>Melonis pompilioides</i>	-0,413	-0,464	-0,253	-0,167	0,496	1,107	-0,433
<i>Melonis barleeianum/zaandamae</i>	-0,169	0,288	-0,439	1,751	0,244	-0,790	-1,307
<i>Miliolinella spp.</i>	0,134	-0,277	0,011	-0,046	-0,178	0,117	-0,079
<i>Nonionella atlantica</i>	-0,090	-0,263	-0,325	0,169	-0,300	-0,317	-0,125
<i>Nonionella grateloupi</i>	-0,181	-0,289	-0,271	-0,110	-0,111	-0,395	0,009
<i>Nonionella opima</i>	-0,195	0,373	-0,314	0,501	-0,234	-0,416	-0,472
<i>Nonionella spp.</i>	0,060	-0,235	-0,408	-0,323	-0,278	-0,084	-0,193
<i>Nounia atlantica</i>	-0,130	1,288	-0,214	-0,336	-0,292	-0,508	-0,403
<i>Nuttallides umbonifer</i>	-0,767	0,522	9,455	-0,702	-1,262	-1,662	0,618
<i>Oridorsalis umbonatus</i>	-0,114	2,386	1,059	1,128	0,211	3,069	-1,498
<i>Osangulana culter</i>	0,182	-0,250	-0,897	-0,634	-0,441	2,134	0,012
<i>Paralissurina spp.</i>	-0,007	0,044	-0,303	0,019	-0,227	-0,174	-0,407
<i>Paratrochammina sp.</i>	-0,215	-0,194	-0,332	-0,214	-0,200	-0,010	-0,159
<i>Placopsilina spp.</i>	0,124	-0,246	-0,379	-0,297	-0,340	-0,028	-0,220
<i>Placopsilinella aurantiaca</i>	-0,354	-0,384	-0,219	-0,417	0,361	-0,221	-0,194
<i>Planulina ariminensis</i>	-0,233	-0,215	-0,336	-0,353	-0,122	-0,165	0,529
<i>Polystomammmina nitida</i>	-0,031	-0,229	-0,313	0,033	-0,440	0,087	0,075
<i>Portatrochammina bipolaris</i>	-0,281	-0,319	-0,424	-0,275	-0,026	1,037	-0,283
<i>Portatrochammina spp.</i>	-0,459	-0,333	-0,369	-0,505	0,308	0,437	0,324
<i>Psammospaera spp.</i>	-0,099	0,385	0,569	-1,108	1,284	6,232	1,068
<i>Pseudonodosinella nodulosa</i>	-0,062	-0,150	-0,159	-0,267	-0,259	-0,408	-0,095
<i>Pullenia bulloides</i>	0,171	-0,207	0,420	-0,036	-0,006	0,247	-0,274
<i>Pullenia salisburyi</i>	-0,159	-0,225	-0,072	0,181	0,044	-0,291	-0,437
<i>Pullenia subcannata</i>	-0,201	-0,205	0,371	0,307	-0,304	0,485	-0,414
<i>Pyrgo murrhina</i>	-0,332	-0,278	-0,115	-0,320	0,002	1,168	-0,283
<i>Pyrgo spp.</i>	-0,112	-0,025	-0,299	-0,081	-0,192	-0,246	-0,311
<i>Quinqueloculina pygmaea</i>	-0,160	0,021	-0,079	-0,027	-0,096	-0,459	-0,399
<i>Quinqueloculina spp.</i>	0,010	-0,096	-0,261	0,227	-0,262	0,249	-0,062
<i>Quinqueloculina venusta</i>	-0,229	-0,213	-0,134	-0,272	-0,207	-0,079	-0,221
<i>Quinqueloculina weaveri</i>	-0,294	0,143	-0,397	0,722	-0,281	0,398	-0,734
<i>Rectuvigenina cylindrica</i>	0,003	0,613	0,550	2,033	-1,995	0,517	8,813
<i>Recurvoides contortus</i>	0,305	0,393	-0,015	0,266	0,046	-0,003	-0,806
<i>Recurvoides scitulum</i>	-0,235	-0,082	-0,341	0,122	-0,083	-0,351	-0,234
<i>Reophax biloculans</i>	1,027	4,292	-1,727	-0,337	9,307	1,647	2,128
<i>Reophax dentaliniformis s.l.</i>	-0,054	0,072	0,044	-0,243	0,953	-0,177	0,025
<i>Reophax distans</i>	-0,069	-0,219	-0,231	-0,355	-0,059	-0,294	-0,197
<i>Reophax guttifer</i>	-0,158	-0,055	0,406	-0,400	0,096	-0,573	-0,104
<i>Reophax horrida</i>	-0,074	-0,128	0,638	-0,334	-0,101	-0,789	-0,227
<i>Reophax micaceus/fusiformis</i>	0,241	0,574	1,118	0,290	0,653	-0,907	0,143
<i>Reophax ovicula</i>	-0,009	-0,360	0,932	-0,086	0,702	-0,730	-0,453
<i>Reophax pilulifer</i>	0,876	0,988	-0,228	0,440	-0,782	2,567	0,774
<i>Reophax scorpiurus</i>	0,251	-0,111	1,921	-0,041	-0,232	-0,545	0,003
<i>Reophax spiculifer</i>	-0,120	-0,150	-0,323	-0,020	-0,004	-0,541	-0,315
<i>Rhabdammina spp./Hyperammina sp.</i>	0,405	0,524	0,252	-0,227	0,198	1,167	0,268
<i>Rhizammina spp.</i>	12,757	-0,532	1,536	0,010	-0,359	-0,315	-0,263
<i>Robertinoides chapmani</i>	-0,017	-0,235	-0,282	-0,140	-0,160	-0,416	-0,312
<i>Saccammmina sphaerica</i>	-0,353	0,009	0,176	0,620	0,581	-0,546	-0,436
<i>Saccorhiza ramosa</i>	0,147	-0,184	-0,380	-0,366	-0,162	-0,036	-0,137
<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i>	-0,128	-0,241	-0,308	-0,266	-0,074	-0,352	-0,212
<i>Siphotextularia catenata</i>	-0,182	-0,236	-0,281	-0,265	-0,184	0,086	-0,287
<i>Siphotextularia flintii</i>	0,074	-0,239	-0,346	-0,253	-0,276	-0,258	-0,259
<i>Siphotextularia heterostoma</i>	-0,111	-0,227	-0,297	0,020	-0,266	-0,340	-0,163
<i>Sorosphaera consociata</i>	-0,011	-0,399	-0,567	0,356	-0,511	3,106	-0,738
<i>Sphaeroidina bulloides</i>	0,617	-0,089	-0,435	-0,042	-0,112	-0,633	-0,324
<i>Spiroloculina rotunda</i>	-0,135	-0,200	-0,329	0,214	-0,276	-0,339	-0,322
<i>Spirophthalmidium acutimargo</i>	-0,147	-0,234	-0,318	-0,234	-0,134	-0,235	-0,270
<i>Spirophthalmidium pusillum</i>	-0,154	-0,262	-0,320	-0,247	0,026	-0,302	-0,250
<i>Subreophax aduncus</i>	0,243	-0,260	0,118	-0,206	-0,078	-0,235	-0,341
<i>Technitella legumen</i>	-0,145	-0,094	-0,139	-0,294	-0,172	-0,424	-0,256
<i>Textularia milleti</i>	0,167	-0,106	-0,369	-0,374	-0,232	-0,406	-0,247
<i>Textularia pseudogramen</i>	-0,170	-0,196	-0,328	-0,072	-0,176	-0,303	0,088
<i>Textularia sagittula</i>	-0,136	-0,296	-0,299	-0,037	-0,200	-0,379	0,026
<i>Tholosina spp.</i>	-0,584	-0,510	-0,140	0,724	0,423	2,290	-0,955
<i>Thurammmina papillata</i>	-0,141	-0,470	-0,104	-0,103	0,202	0,293	-0,395
<i>Triloculina spp.</i>	-0,143	-0,230	-0,298	-0,154	-0,032	-0,362	-0,240
<i>Triloculina tricarinata</i>	-0,179	-0,209	-0,254	-0,254	-0,183	-0,178	-0,248
<i>Tritaxis conica</i>	-0,298	0,117	-0,316	-0,555	-0,130	-0,086	1,014
<i>Trochammina globigeriniformis</i>	-0,477	-0,121	1,524	-0,063	-0,069	-0,442	-0,340
<i>Trochammina sp. 1 (flach)</i>	-0,014	-0,249	0,120	-0,049	-0,273	0,050	-0,319
<i>Trochammina sp. 2 (turr. flach)</i>	-0,278	-0,281	0,354	-0,542	0,370	-0,014	-0,055
<i>Trochammina spp.</i>	0,720	-0,327	-0,409	0,907	-0,380	0,334	-0,478
<i>Trochammina squamata</i>	-0,155	-0,221	-0,326	-0,295	-0,155	-0,227	-0,219
<i>Uvigerina aubenana</i>	0,021	9,608	0,616	-0,145	-1,723	-0,933	-0,078
<i>Uvigerina hispida</i>	0,552	-0,360	-0,285	-0,824	0,250	0,834	0,255
<i>Uvigerina peregrina s.l.</i>	0,156	-1,200	-0,245	11,623	0,915	0,071	-0,343
<i>Uvigerina proboscidea</i>	-0,003	-0,227	-0,548	-0,524	-0,097	0,199	-0,055
<i>Uvigerina sp. 1 (klein)</i>	-0,109	-0,202	-0,429	-0,416	-0,133	-0,035	-0,131
<i>Valvulineria laevigata</i>	-0,295	2,392	-0,306	0,450	-0,029	-0,684	-0,361
<i>Vermeulina arctica</i>	-0,288	0,082	-0,282	-0,347	-0,227	-0,065	1,352
alle anderen Arten	0,119	0,772	0,488	1,729	0,055	0,027	0,346

Anhang 11.2 Tabelle 8

## Gehäuse-Vergesellschaftungen

Arten	Q-PC1	Q-PC2	Q-PC3	Q-PC4	Q-PC5	Q-PC6	Q-PC7
<i>Adercotryma glomerata</i>	-0,188	-0,198	-0,526	0,461	0,102	-0,270	-0,151
<i>Alterammina alternans</i>	-0,198	-0,254	-0,395	-0,134	-0,073	-0,179	-0,116
<i>Ammobaculites agglutinans</i>	-0,383	-0,065	-0,531	0,677	0,215	-0,298	-0,157
<i>Ammodiscus incertus</i>	-0,257	-0,203	-0,366	0,128	0,085	-0,125	-0,107
<i>Ammomarginulina foliacea</i>	-0,146	-0,189	-0,494	-0,057	0,140	-0,115	0,112
<i>Ammomarginulina recurva</i>	-0,268	-0,195	-0,349	-0,007	0,094	-0,185	-0,164
<i>Ammonia beccarii</i>	-0,466	1,051	-0,150	0,109	0,195	-0,951	0,198
<i>Ammoscalaria pseudospiralis</i>	-0,336	0,244	-0,278	-0,013	0,053	-0,473	-0,050
<i>Ammoscalaria tenuimargo</i>	-0,245	-0,288	-0,399	-0,141	0,050	0,144	-0,022
<i>Angulogerina angulosa</i>	-0,397	0,208	0,061	-0,118	-0,121	-0,075	-0,198
<i>Angulogerina elongatastriata</i>	-0,268	-0,099	-0,336	-0,099	0,096	-0,188	-0,116
<i>Anomalinoides globulosus</i>	-0,119	-0,191	-0,284	-0,185	0,130	-0,081	-0,334
<i>Astrononion echolsi</i>	1,367	0,302	0,750	-1,380	0,515	-1,107	-0,558
<i>Bolivina dilatata</i>	-0,257	1,311	-0,217	-0,189	-11,683	-0,913	-0,082
<i>Bolivina pacifica</i>	-0,328	0,367	-0,270	-0,059	0,257	-0,303	0,012
<i>Bolivina pseudoplicata</i>	-0,166	-0,255	-0,361	-0,136	0,075	-0,120	0,015
<i>Bolivina spp.</i>	-0,273	0,223	-0,347	-0,098	-0,042	0,209	-0,299
<i>Bolivina subspinescens</i>	-0,209	-0,148	-0,024	-0,318	0,114	0,797	-0,503
<i>Bolivinita pseudothalmanni</i>	0,509	-0,219	1,167	-0,939	0,061	-0,521	-0,189
<i>Brizalina subaenariensis</i>	-0,214	-0,218	-0,388	-0,130	-0,274	-0,121	-0,171
<i>Bulimina aculeata</i>	0,030	0,811	-0,304	-0,409	-0,600	1,559	-0,811
<i>Bulimina alazanensis</i>	1,452	-0,088	1,345	-1,672	0,290	-0,945	-1,177
<i>Bulimina costata/mexicana</i>	-0,043	-0,385	-1,063	-0,982	0,449	8,731	-0,767
<i>Bulimina exilis</i>	-0,333	0,345	-0,349	-0,070	-0,246	0,433	-0,258
<i>Bulimina gibba</i>	-0,346	0,425	-0,251	-0,033	0,392	-0,466	0,048
<i>Bulimina marginata</i>	-0,299	0,188	-0,325	-0,100	0,170	0,009	-0,054
<i>Bulimina semicostata</i>	-0,140	-0,177	-0,166	-0,224	0,119	-0,228	-0,239
<i>Cancris oblongus</i>	-0,264	-0,132	-0,338	-0,100	0,055	-0,192	-0,130
<i>Cassidulina laevigata</i>	0,589	10,844	-0,185	-0,101	0,489	2,154	-1,135
<i>Cassidulina optusa</i>	-0,665	-0,044	0,666	-0,104	0,134	-0,149	0,076
<i>Cassidulina spp.</i>	-0,209	-0,192	-0,342	-0,131	0,100	-0,188	-0,104
<i>Cassidulina teretis</i>	-0,353	2,342	0,267	0,057	1,100	-1,414	-0,301
<i>Cassidinoides bradyi</i>	-0,271	0,039	-0,331	-0,092	0,055	-0,194	-0,118
<i>Chilostomella oolina</i>	-0,134	-0,015	-0,444	-0,184	-0,162	0,180	-0,015
<i>Cibicides lobatulus</i>	-0,277	0,169	-0,019	-0,121	0,264	-0,293	-0,174
<i>Cibicides refulgens</i>	-0,259	-0,080	-0,336	-0,089	0,166	-0,206	-0,171
<i>Cibicoides bradyi</i>	-0,029	-0,002	-0,507	0,048	0,106	-0,195	-0,015
<i>Cibicoides cf. robertsonianus</i>	-0,305	-0,076	0,315	-0,275	0,185	-0,308	-0,037
<i>Cibicoides kullenbergi s.l.</i>	0,017	-0,448	0,353	-0,029	-0,109	-0,023	-0,175
<i>Cibicoides pseudoungerianus</i>	-0,269	0,042	-0,357	-0,127	0,013	0,415	-0,317
<i>Cibicides sp. 1</i>	0,639	-0,181	0,382	-0,621	0,088	-0,356	-0,139
<i>Cibicoides spp.</i>	-0,495	-0,041	0,752	0,093	0,054	0,939	0,219
<i>Cornuspira involvens</i>	-0,248	-0,195	-0,195	-0,150	0,104	-0,200	-0,185
<i>Cribratomoides jeffreysii</i>	-0,155	-0,199	-0,406	-0,148	0,122	-0,157	-0,117
<i>Cribratomoides spp.</i>	-0,185	-0,185	-0,274	-0,188	0,132	-0,153	-0,127
<i>Cribratomoides subglobosus</i>	-0,138	-0,180	-0,312	0,795	0,086	-0,271	0,093
<i>Eggerella bradyi</i>	0,223	-0,240	0,393	1,445	-0,142	0,427	0,158
<i>Eggerelloides scabrus</i>	-0,181	-0,156	-0,423	-0,155	-0,122	-0,191	-0,042
<i>Ehrenbergina trigona</i>	-0,326	0,291	1,301	-0,452	0,108	-0,563	-0,586
<i>Elphidium advenum</i>	-0,332	0,328	-0,266	-0,050	0,317	-0,420	0,043
<i>Epistominella exigua</i>	10,733	-0,462	-1,825	1,935	0,083	-0,663	-2,469
<i>Epistominella rugosa</i>	-0,156	-0,248	-0,156	-0,150	0,066	-0,180	-0,230
<i>Epistominella smithi</i>	-0,188	0,017	-0,457	-0,169	-1,540	0,091	-0,206
<i>Eponides pusillus</i>	-0,018	0,051	0,650	-0,281	0,273	-0,512	-0,333
<i>Fissurina spp.</i>	0,371	-0,258	0,969	0,532	0,001	-0,245	0,018
<i>Fontbotia wuellerstorfi s.l.</i>	2,198	-1,245	2,220	1,116	-0,861	1,139	1,595
<i>Fursenkoina bradyi</i>	-0,074	-0,281	-0,411	-0,130	0,056	-0,154	-0,092
<i>Fursenkoina mexicana</i>	-0,274	-0,092	-0,474	-0,232	0,150	1,533	-0,384
<i>Fursenkoina spp.</i>	-0,116	-0,229	-0,308	-0,169	0,076	-0,170	-0,031
<i>Gaudryina trinitatensis</i>	-0,278	-0,106	-0,030	-0,177	0,164	-0,206	-0,239
<i>Gavellinopsis praegeri</i>	-0,269	-0,151	-0,257	-0,118	0,118	-0,144	-0,189
<i>Gavellinopsis translucens</i>	0,082	-0,153	-0,088	-0,642	0,504	3,206	-1,326
<i>Globobulimina sp.</i>	-0,191	-0,124	-0,395	-0,141	0,121	0,064	-0,210
<i>Globobulimina turgida</i>	-0,304	-0,149	-0,376	-0,148	0,047	0,151	0,538
<i>Globocassidulina rossensis</i>	-0,128	-0,030	1,206	-0,580	0,210	-0,523	-0,539
<i>Globocassidulina subglobosa</i>	-0,375	0,715	8,703	0,116	0,493	-0,649	-1,668
<i>Glomospira charoides</i>	-0,114	-0,185	-0,394	-0,070	0,111	-0,147	-0,134
<i>Gyroldina spp.</i>	-0,152	-0,171	-0,308	0,022	0,097	-0,148	-0,174
<i>Gyroldinoides polius</i>	0,713	-0,174	0,683	-0,507	-0,027	0,375	0,316
<i>Gyroldinoides soldanii s.l.</i>	-0,092	-0,217	0,336	-0,075	0,036	-0,098	0,664
<i>Gyroldinoides umbonatus</i>	0,106	0,019	0,087	0,394	0,109	-0,045	0,394
<i>Haplophragmoides coronatum</i>	-0,245	-0,250	-0,361	-0,122	-0,248	-0,150	-0,150
<i>Haplophragmoides rotulatum</i>	-0,285	-0,188	-0,363	0,009	0,099	-0,184	-0,163

<i>Haplophragmoides sphaeriloculus</i>	-0,133	-0,231	0,017	-0,109	0,060	-0,282	0,261
<i>Hoeglundina elegans</i>	-0,555	0,483	3,593	-0,828	0,446	-0,757	-0,314
<i>Hormosira globulifera</i>	-0,218	-0,202	-0,387	-0,126	0,114	-0,123	-0,123
<i>Hyalinea balthica</i>	-0,272	-0,098	-0,321	-0,093	0,040	-0,170	-0,171
<i>Karrerella bradyi</i>	-0,149	-0,157	0,024	-0,258	0,139	-0,236	-0,254
<i>Karrerella apicularis</i>	0,024	-0,195	-0,614	-0,244	0,152	-0,192	0,174
<i>Lagena</i> spp.	0,105	-0,133	-0,312	0,148	0,108	0,150	0,201
<i>Lagenammia difflugiformis</i>	0,052	-0,124	-0,733	-0,035	0,234	-0,221	0,097
<i>Lagenammia tubulata</i>	-0,183	-0,184	-0,529	0,204	0,151	-0,255	-0,264
<i>Laticarinina pauperata</i>	-0,051	-0,240	-0,025	-0,280	0,085	-0,246	-0,357
<i>Lenticulina</i> spp.	-0,209	-0,065	-0,099	-0,112	0,143	-0,207	-0,088
<i>Marsipella elongata</i>	-0,190	-0,269	-0,411	-0,110	0,060	-0,082	-0,076
<i>Melonis pompilioides</i>	0,656	-0,649	-0,231	0,170	-0,230	-0,253	0,662
<i>Melonis barleeianum/zaandamae</i>	-0,085	-0,301	-0,764	-0,455	-0,017	0,646	7,938
<i>Miliolinella</i> spp.	0,035	-0,158	0,762	-0,568	0,148	-0,512	-0,527
<i>Nonion asterizans</i>	-0,292	0,042	-0,312	-0,077	0,153	-0,284	-0,064
<i>Nonionella atlantica</i>	-0,266	-0,131	-0,240	-0,127	0,093	-0,076	-0,183
<i>Nonionella iridea</i>	-0,192	-0,198	-0,387	-0,129	0,094	-0,063	-0,238
<i>Nonionella opima</i>	-0,291	-0,160	-0,362	-0,133	0,081	-0,026	0,313
<i>Nuttallides umbonifer</i>	-2,260	1,186	-0,860	10,293	0,799	-1,448	-0,681
<i>Oolina</i> spp.	-0,140	-0,228	-0,050	0,050	0,073	-0,024	0,099
<i>Oridorsalis umbonatus</i>	1,355	-1,197	4,018	3,959	-1,131	4,436	3,585
<i>Osangulatia culter</i>	0,471	-0,340	1,429	-0,992	-0,019	-0,531	-0,283
<i>Parafissurina</i> spp.	-0,153	-0,329	-0,066	0,052	-0,011	-0,055	-0,025
<i>Planulina ariminensis</i>	-0,251	-0,208	-0,334	-0,115	-0,153	-0,172	-0,147
<i>Psammospaera</i> spp.	-0,012	-0,217	-0,663	0,361	0,078	-0,374	-0,281
<i>Pullenia bulloides</i>	0,653	-0,376	0,255	1,262	-0,265	0,446	0,423
<i>Pullenia salisburyi</i>	0,321	-0,184	-0,293	0,020	0,112	-0,237	0,228
<i>Pullenia subcarinata</i>	0,015	-0,192	0,415	1,097	0,047	0,057	0,495
<i>Pyrgo murrhina</i>	1,103	-0,541	1,329	-0,206	-0,223	-0,186	0,218
<i>Pyrgo</i> spp.	-0,173	-0,216	-0,296	-0,169	0,096	-0,142	-0,104
<i>Pyrulina angusta</i>	-0,156	-0,237	-0,283	-0,150	0,081	-0,196	-0,229
<i>Quinqueloculina</i> spp.	-0,136	-0,237	0,523	-0,253	-0,007	-0,129	-0,041
<i>Quinqueloculina venusta</i>	-0,208	-0,262	0,086	-0,089	0,035	-0,180	-0,057
<i>Quinqueloculina weaveri</i>	0,020	-0,284	0,594	-0,286	0,011	-0,256	-0,210
<i>Rectuvigerina cylindrica</i>	-0,304	0,188	-0,299	-0,075	0,036	-0,281	-0,037
<i>Recurviroides contortus</i>	-0,255	-0,182	-0,323	0,011	0,121	-0,126	-0,012
<i>Reophax bilocularis</i>	0,015	-0,247	-0,131	-0,275	0,068	0,401	0,583
<i>Reophax dentaliniformis</i> s.l.	-0,079	-0,142	-0,490	-0,128	0,152	-0,003	-0,060
<i>Reophax ovicula</i>	-0,245	-0,171	-0,402	0,097	0,117	-0,183	-0,183
<i>Reophax scorpiurus</i>	-0,259	-0,213	-0,374	0,044	0,092	-0,162	-0,174
<i>Reophax</i> spp.	-0,090	-0,153	-0,460	0,176	0,047	-0,135	-0,088
<i>Rhabdammina</i> spp./ <i>Hyperammina</i> spp.	-0,069	-0,150	-0,374	-0,063	0,152	-0,142	0,090
<i>Rhizammina</i> spp.	-0,106	-0,137	-0,356	0,148	0,158	-0,239	-0,093
<i>Robertinoides chapmani</i>	-0,162	-0,160	-0,414	-0,146	0,142	-0,129	-0,134
<i>Robertinoides</i> spp.	-0,214	-0,212	0,421	-0,315	0,069	-0,254	-0,075
<i>Saccammina sphaerica</i>	0,074	-0,196	-0,672	-0,208	0,180	0,032	0,357
<i>Saccorhiza ramosa</i>	-0,201	-0,211	-0,367	-0,067	0,106	-0,139	-0,119
<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i>	-0,017	-0,147	-0,410	-0,191	0,074	0,068	-0,167
<i>Siphotextularia catenata</i>	-0,031	-0,303	-0,181	0,337	-0,003	-0,151	-0,034
<i>Siphotextularia flintii</i>	-0,120	-0,056	0,159	-0,262	0,155	-0,243	-0,179
<i>Siphotextularia</i> sp. 1 (lang)	-0,272	-0,187	-0,297	-0,111	0,102	-0,151	-0,172
<i>Sorosphaera consociata</i>	0,025	-0,166	-0,300	-0,229	0,139	-0,089	-0,134
<i>Sphaeroidina bulloides</i>	-0,265	-0,179	0,177	-0,251	0,099	0,521	-0,357
<i>Spiroloculina</i> spp.	-0,322	-0,132	-0,126	-0,119	0,061	-0,123	-0,167
<i>Subreophax aduncus</i>	-0,129	-0,175	-0,443	-0,075	0,129	-0,153	-0,070
<i>Textularia milletti</i>	-0,345	-0,122	0,109	-0,238	0,234	0,614	-0,352
<i>Textularia pseudogramen</i>	-0,239	-0,187	-0,324	-0,135	0,089	-0,167	0,060
<i>Textularia sagittula</i>	-0,268	-0,098	-0,331	-0,086	0,156	-0,202	-0,172
<i>Textularia</i> sp. 1	-0,242	-0,243	-0,363	0,001	0,064	-0,128	-0,086
<i>Textularia</i> sp. 2 (klein)	-0,131	-0,224	-0,381	-0,158	0,097	-0,189	-0,299
<i>Thurammina papillata</i>	-0,203	-0,195	-0,347	-0,040	0,114	-0,183	0,030
<i>Triloculina</i> spp.	-0,193	-0,155	-0,235	-0,172	0,127	-0,235	-0,170
<i>Triloculina tricarinata</i>	-0,236	-0,235	-0,277	-0,144	0,073	-0,159	0,147
<i>Tritaxis conica</i>	-0,248	-0,251	-0,352	-0,116	-0,190	-0,168	-0,146
<i>Trochammina globigeriniformis</i>	-0,269	-0,215	-0,383	0,195	0,081	-0,161	-0,137
<i>Trochammina</i> sp. 1 (flach)	-0,244	-0,170	-0,381	0,034	0,130	-0,172	-0,118
<i>Trochammina</i> sp. 2 (turr. flach)	-0,224	-0,209	-0,402	0,068	0,099	-0,210	-0,075
<i>Trochammina</i> spp.	-0,027	-0,162	-0,411	-0,197	0,145	-0,098	-0,065
<i>Uvigerina auberiana</i>	-0,433	-0,044	-0,479	-0,167	-0,339	2,279	0,049
<i>Uvigerina hispida</i>	0,525	-0,458	0,987	0,179	-0,150	-0,475	0,164
<i>Uvigerina peregrina</i> s.l.	2,199	3,223	-0,330	-1,385	1,364	-2,352	6,898
<i>Uvigerina proboscidea</i>	-0,231	-0,015	0,993	-0,501	0,199	-0,504	-0,151
<i>Uvigerina</i> sp. 1 (klein)	-0,144	-0,181	0,098	-0,313	0,115	-0,309	-0,232
<i>Valvulineria laevigata</i>	-0,121	-0,184	-0,506	-0,298	0,113	1,344	-0,138
<i>Vermeulina arctica</i>	-0,249	-0,240	-0,354	-0,114	-0,059	-0,158	-0,151
alle anderen Arten	1,321	0,448	1,362	0,004	-0,079	0,284	0,641

## 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 9

### Potentiell Fossil-Vergesellschaftungen

Arten	R-PC1	R-PC2	R-PC3	R-PC4	R-PC5	R-PC6	Kommunalität
<i>Ammonia beccarii</i>	-0,544	0,041	0,064	0,059	-0,057	0,005	0,31
<i>Angulogerina angulosa</i>	-0,212	0,072	-0,175	-0,126	0,301	0,046	0,19
<i>Angulogerina elongatastriata</i>	-0,128	0,101	-0,001	0,078	-0,035	-0,690	0,51
<i>Anomalinoides globulosus</i>	0,006	-0,047	-0,231	-0,249	0,035	0,361	0,25
<i>Astrononion antarcticum</i>	0,047	0,060	-0,725	0,098	-0,001	-0,010	0,54
<i>Astrononion echolsi</i>	-0,072	-0,207	-0,422	0,061	-0,341	0,240	0,40
<i>Bolivina dilatata</i>	-0,225	0,078	0,095	-0,175	0,256	-0,322	0,27
<i>Bolivina pacifica</i>	-0,688	0,089	0,073	0,064	-0,063	-0,160	0,52
<i>Bolivina pseudoplicata</i>	0,136	0,138	-0,088	0,101	-0,492	-0,012	0,30
<i>Bolivina spp.</i>	0,087	0,079	0,063	-0,483	0,094	-0,580	0,60
<i>Bolivina subaenariensis</i>	0,013	0,018	0,122	-0,257	0,076	-0,146	0,11
<i>Bolivina subspinescens</i>	0,113	0,172	-0,385	-0,522	0,114	0,137	0,49
<i>Bolivinita pseudothalmani</i>	0,074	-0,808	-0,033	0,127	-0,057	0,091	0,69
<i>Bulimina aculeata</i>	-0,116	0,099	0,047	-0,695	0,296	-0,075	0,60
<i>Bulimina alazanensis</i>	-0,022	-0,693	-0,120	0,030	-0,101	0,186	0,54
<i>Bulimina costata/mexicana</i>	0,145	0,104	0,106	-0,718	-0,060	-0,051	0,56
<i>Bulimina exilis</i>	0,138	0,079	0,070	-0,480	0,026	-0,548	0,56
<i>Bulimina gibba</i>	-0,712	0,053	0,079	0,113	0,015	0,051	0,53
<i>Bulimina marginata</i>	-0,146	0,135	0,035	-0,111	-0,074	-0,702	0,55
<i>Bulimina semicostata</i>	-0,059	-0,730	-0,022	-0,042	-0,001	0,133	0,56
<i>Cancris oblongus</i>	-0,472	0,108	0,066	0,098	0,136	-0,517	0,53
<i>Cassidulina laevigata</i>	-0,460	0,157	0,118	-0,419	0,147	-0,478	0,68
<i>Cassidulina optusa</i>	-0,003	0,087	-0,411	0,075	0,167	-0,075	0,22
<i>Cassidulina reniforme</i>	-0,161	0,051	0,004	0,087	-0,558	0,011	0,35
<i>Cassidulina teretis</i>	-0,517	0,023	0,057	0,064	0,182	-0,051	0,31
<i>Cassidulinoides bradyi</i>	-0,140	0,109	0,035	-0,062	0,013	-0,783	0,65
<i>Chilostomella oolina</i>	0,082	0,145	0,129	-0,669	-0,125	-0,150	0,53
<i>Cibicides lobatulus</i>	-0,500	0,163	-0,493	0,088	0,046	0,000	0,53
<i>Cibicides refulgens</i>	-0,348	0,055	0,038	0,055	0,154	-0,104	0,16
<i>Cibicidoides bradyi</i>	0,094	0,293	0,221	0,042	0,042	0,200	0,19
<i>Cibicidoides cf. robertsonianus</i>	0,010	0,171	-0,686	0,077	-0,144	0,065	0,53
<i>Cibicidoides kullenbergi s.l.</i>	0,258	-0,209	0,047	0,306	0,046	0,010	0,21
<i>Cibicidoides pseudoungerianus</i>	0,006	0,108	0,042	-0,545	0,268	-0,052	0,39
<i>Cibicidoides sp. 1</i>	0,159	-0,530	0,087	0,143	-0,167	0,090	0,37
<i>Cibicidoides spp.</i>	0,081	0,177	-0,333	-0,109	0,141	0,111	0,19
<i>Cornuspira involvens</i>	-0,034	-0,689	-0,032	-0,030	0,075	0,005	0,48
<i>Eggerella bradyi</i>	0,392	0,128	0,247	0,316	0,250	0,264	0,46
<i>Ehrenbergina trigona</i>	0,015	-0,251	-0,706	-0,056	0,103	-0,048	0,58
<i>Elphidium advenum</i>	-0,609	0,044	0,068	0,095	0,007	0,060	0,39
<i>Epistominella exigua</i>	0,263	0,122	0,284	0,328	-0,104	0,524	0,56
<i>Epistominella rugosa</i>	0,190	-0,312	-0,071	0,267	-0,064	-0,020	0,21
<i>Epistominella smithi</i>	0,048	0,036	0,125	-0,353	0,099	-0,285	0,23
<i>Eponides pusillus</i>	0,060	-0,075	-0,723	0,172	-0,197	0,135	0,62
<i>Fissurina spp.</i>	0,391	-0,095	-0,203	0,485	-0,189	0,153	0,50
<i>Fontbotia wuellerstorfi s.l.</i>	0,425	0,045	0,026	0,465	-0,056	0,339	0,52
<i>Fursenkoina bradyi</i>	0,058	0,087	0,142	0,178	-0,170	0,196	0,13
<i>Fursenkoina mexicana</i>	0,112	0,104	0,096	-0,651	0,006	-0,193	0,49
<i>Fursenkoina spp.</i>	0,094	-0,159	0,034	0,120	-0,509	0,096	0,32
<i>Gavellinopsis praegeri</i>	0,033	0,051	-0,263	-0,047	0,135	-0,096	0,10
<i>Gavellinopsis translucens</i>	0,090	0,182	-0,191	-0,628	0,123	0,254	0,55
<i>Globobulimina sp.</i>	-0,021	0,139	0,108	-0,488	0,029	0,061	0,27
<i>Globobulimina turgida</i>	-0,027	0,146	0,091	-0,275	-0,708	-0,252	0,67
<i>Globocassidulina rossensis</i>	0,031	-0,498	-0,704	0,111	0,047	0,014	0,76
<i>Globocassidulina subglobosa</i>	0,225	-0,218	-0,619	0,236	0,193	0,020	0,57
<i>Gyroidina spp.</i>	0,148	0,040	0,080	0,162	0,042	0,211	0,10



<i>Gyroidinoides polius</i>	0,343	-0,321	-0,039	0,039	-0,225	0,198	0,31
<i>Gyroidinoides soldanii s.l.</i>	0,290	-0,208	-0,059	0,227	-0,418	0,145	0,38
<i>Gyroidinoides umbonatus</i>	0,264	0,231	0,080	0,485	-0,202	-0,217	0,45
<i>Hoeglundina elegans</i>	-0,004	-0,127	-0,840	0,146	0,065	0,055	0,75
<i>Hyalina balthica</i>	-0,347	0,068	0,020	-0,095	0,326	-0,035	0,24
<i>Ioanella tumidula</i>	0,397	-0,084	0,183	0,493	0,072	0,004	0,45
<i>Karrerella bradyi</i>	0,026	-0,189	-0,803	0,101	-0,080	0,167	0,73
<i>Lagenia spp.</i>	0,147	0,222	0,268	0,110	-0,010	0,194	0,19
<i>Laticarinina pauperata</i>	0,103	-0,614	-0,300	0,175	-0,003	0,107	0,52
<i>Lenticulina spp.</i>	-0,077	-0,025	-0,331	0,075	-0,071	-0,105	0,14
<i>Melonis barleeae/zaandamae</i>	-0,052	0,143	0,128	-0,077	-0,554	0,051	0,35
<i>Melonis pompilioides</i>	0,141	0,037	0,183	0,297	-0,090	0,199	0,19
<i>Miliolinella sp.</i>	-0,019	-0,773	-0,030	-0,006	0,041	0,026	0,60
<i>Nonion asterizans</i>	-0,648	0,074	0,070	0,120	-0,080	-0,206	0,49
<i>Nonionella atlantica</i>	0,110	0,103	-0,396	-0,319	0,037	-0,272	0,36
<i>Nonionella iridea</i>	0,089	0,076	0,042	-0,476	0,033	0,140	0,26
<i>Nonionella opima</i>	-0,078	0,147	0,104	-0,268	-0,685	-0,148	0,60
<i>Nuttallides umbonifer</i>	0,221	0,303	0,254	0,330	0,269	0,102	0,40
<i>Oolina spp.</i>	0,368	-0,168	-0,008	0,169	-0,254	0,184	0,29
<i>Oridorsalis umbonatus</i>	0,562	0,025	0,168	0,303	-0,066	0,206	0,48
<i>Osangularia culter</i>	0,080	-0,884	0,017	0,121	0,002	0,078	0,81
<i>Parafissurina spp.</i>	0,374	-0,145	0,139	0,422	-0,033	0,099	0,37
<i>Planulina ariminensis</i>	-0,129	0,033	0,060	-0,097	0,205	-0,231	0,13
<i>Pullenia bulloides</i>	0,426	0,137	0,382	0,361	0,104	0,231	0,54
<i>Pullenia salisburyi</i>	0,249	0,040	0,087	0,284	-0,519	0,242	0,48
<i>Pullenia subcarinata</i>	0,341	0,085	0,220	0,329	0,044	0,242	0,34
<i>Pyrgo murrhina</i>	0,361	-0,450	0,093	0,435	-0,098	0,174	0,57
<i>Pyrgo spp.</i>	0,077	-0,238	0,014	0,022	-0,368	-0,027	0,20
<i>Pyrulina angusta</i>	0,173	-0,312	0,036	0,236	-0,053	-0,032	0,19
<i>Quinqueloculina pygmaea</i>	0,235	-0,641	-0,008	0,218	0,009	-0,016	0,51
<i>Quinqueloculina spp.</i>	0,054	-0,507	-0,194	0,136	0,043	-0,064	0,32
<i>Quinqueloculina venusta</i>	0,249	-0,556	0,069	0,287	0,053	-0,059	0,46
<i>Quinqueloculina weaveri</i>	0,206	-0,750	-0,032	0,276	0,006	0,025	0,68
<i>Rectuvigerina cylindrica</i>	-0,227	0,117	0,025	0,047	-0,007	-0,773	0,67
<i>Robertinoides chapmani</i>	-0,125	0,080	0,086	-0,155	0,007	0,229	0,11
<i>Robertinoides sp.</i>	0,074	-0,813	-0,019	0,072	0,053	-0,040	0,68
<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i>	0,057	0,138	0,055	-0,286	0,006	0,229	0,16
<i>Siphotextularia catenata</i>	0,359	0,012	0,192	0,521	0,005	0,121	0,45
<i>Siphotextularia flintii</i>	0,012	-0,212	-0,545	0,034	-0,018	0,202	0,38
<i>Sphaeroidina bulloides</i>	0,109	0,215	-0,545	-0,306	0,131	0,168	0,49
<i>Spiroloculina sp.</i>	0,081	-0,056	-0,512	-0,175	0,214	-0,186	0,38
<i>Triloculina spp.</i>	-0,105	-0,521	-0,024	-0,064	-0,034	0,060	0,29
<i>Triloculina tricarinata</i>	0,085	-0,109	0,015	0,064	-0,608	0,009	0,39
<i>Uvigerina auberiana</i>	0,172	0,056	0,122	-0,525	-0,126	-0,325	0,44
<i>Uvigerina hispida</i>	0,252	0,002	-0,156	0,345	0,018	0,002	0,21
<i>Uvigerina peregrina s.l.</i>	-0,385	0,091	0,143	0,045	-0,453	0,004	0,38
<i>Uvigerina proboscidea</i>	0,073	-0,327	-0,586	0,138	0,059	-0,010	0,48
<i>Uvigerina sp. 1 (klein)</i>	0,011	-0,803	-0,087	0,043	0,041	0,017	0,66
<i>Valvulineria laevigata</i>	0,148	0,129	0,087	-0,732	-0,101	-0,007	0,59
alle anderen Arten	-0,238	-0,118	-0,414	-0,165	-0,257	0,208	0,38

## 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 10

Kerntiefe (cm)	Gezählte Ind. (N)	BFZ (N/g)	BFAR (N/ka*1cm2)	Artenzahl S	Diversität H(S)	Äquität E	Miliolina (%)	Textulariina (%)
<b>GeoB1214-2 GKG</b>		Position: 24°41,4'S 07°14,5'E Wassertiefe: 3220 m Kerngewinn: 0,29 m						
1	309	275	432	64	3,56	0,55	4,5	11,7
10	263	212	365	53	3,30	0,51	7,2	5,7
19	289	376	598	43	2,61	0,32	7,6	3,5
<b>GeoB1214-1 SL</b>		Position: 24°41,4'S 07°14,4'E Wassertiefe: 3210 m Kerngewinn: 5,08 m						
3	260	269	474	55	3,45	0,57	6,2	9,6
13	308	249	448	50	3,28	0,53	7,1	6,2
23	276	242	404	47	2,96	0,41	8,0	6,2
33	369	332	448	45	2,83	0,38	8,7	5,1
43	331	383	535	41	2,85	0,42	7,3	5,4
53	360	338	322	36	2,77	0,45	7,5	5,0
63	305	399	392	42	3,01	0,48	7,9	3,3
73	291	487	468	33	2,67	0,44	5,2	0,3
83	249	274	187	37	2,89	0,49	6,0	2,4
93	279	236	157	43	3,12	0,53	5,7	3,9
103	277	317	411	36	2,77	0,44	5,8	4,0
113	346	200	257	42	2,84	0,41	4,6	6,6
123	266	148	197	41	2,88	0,43	3,4	7,9
133	292	239	324	42	2,90	0,43	5,5	3,8
143	270	151	200	43	2,89	0,42	4,1	2,6
153	281	155	208	44	3,05	0,48	5,7	5,0
163	254	294	377	43	2,99	0,46	7,5	4,7
168	347	406	274	40	2,61	0,34	6,1	2,9
178	283	336	224	38	2,64	0,37	8,8	2,1
188	280	345	222	37	2,43	0,31	7,9	2,5
198	369	432	292	39	2,50	0,31	7,6	3,3
208	275	477	326	37	2,51	0,33	7,3	1,5
218	346	300	254	39	2,70	0,38	3,5	2,6
228	295	345	319	47	2,79	0,35	5,1	4,7
238	334	377	326	43	2,71	0,35	6,9	2,1
248	251	420	368	35	2,45	0,33	6,8	2,8
258	311	335	303	39	2,81	0,42	6,8	1,6
268	433	797	551	44	2,54	0,29	3,9	3,0
278	328	556	376	37	2,63	0,38	5,8	1,5
283	276	451	316	33	2,63	0,42	3,6	2,2
298	322	246	183	34	2,71	0,44	3,7	3,4
308	271	136	103	37	2,65	0,38	6,6	3,7
318	277	136	205	44	2,77	0,36	2,9	4,0
328	309	130	191	45	2,81	0,37	4,5	4,5
338	328	245	364	42	2,94	0,45	5,8	5,5
348	268	129	198	37	2,96	0,52	6,0	3,4
358	304	313	451	33	2,45	0,35	4,6	2,6
368	299	467	675	32	2,42	0,35	4,3	3,3
383	325	497	732	33	2,26	0,29	2,2	2,5
393	333	343	501	39	2,57	0,34	2,4	2,4
403	296	229	330	41	2,73	0,38	5,1	5,7
413	260	271	388	37	2,60	0,37	3,5	5,0
423	303	358	502	40	2,49	0,30	2,3	3,0
433	254	201	284	39	2,86	0,45	4,7	6,7
443	303	173	250	40	2,92	0,46	4,0	5,0
448	258	219	320	33	2,84	0,52	3,1	2,3
458	279	115	172	35	3,00	0,58	4,3	4,7
473	296	110	165	41	3,12	0,55	5,1	4,7
483	246	180	274	34	2,87	0,52	2,8	4,1
493	362	368	497	32	2,73	0,48	1,7	1,4
503	591	1845	2441	36	2,43	0,32	1,5	1,0
508	347	555	719	28	2,36	0,38	2,0	0,9

Anhang 11.2 Tabelle 11

Arten	Proben	GKG001	GKG010	GKG019	SL003	SL013	SL023	SL033	SL043	SL053	SL063	SL073	SL083	SL093	SL103	SL113	SL123	SL133	SL143	SL153	SL163	SL168	SL178	SL188	SL198	SL208	SL218	SL228	SL238	SL248	
	(%)																														
<i>A. glomerata</i>	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>A. globulosus</i>	-	x	x	x	-	x	-	x	-	-	-	-	-	1	1	-	2	1	1	x	x	x	x	1	x	x	-	1	x	x	
<i>A. echolsi</i>	x	4	2	x	1	4	3	3	2	3	1	4	5	x	-	-	-	-	x	1	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>B. pseudoplicata</i>	-	x	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	x	x	-	-	-	
<i>B. pseudothalmanni</i>	1	3	x	2	1	1	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	x	-	x	-	1	-	-	-	-	-	x	-	1	-	
<i>B. alazanensis</i>	2	2	1	3	4	1	x	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	x	x	x	1	2	x	
<i>C. reniforme</i>	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>C. teretis</i>	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	x	1	-	x	-	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>C. cf. robertsonianus</i>	-	-	-	-	-	-	x	2	x	x	x	x	x	-	-	-	-	x	x	-	x	x	x	-	x	-	-	-	-	-	
<i>C. kullenbergi s.l.</i>	2	2	x	5	3	x	x	-	-	-	-	-	-	-	x	1	1	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	
<i>Cibicoides sp. 1</i>	x	-	x	x	-	2	1	2	x	x	x	x	1	x	x	x	x	x	x	x	2	2	x	x	2	x	x	1	x	x	
<i>Cibicoides spp.</i>	x	x	x	x	-	x	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-	-	
<i>C. subglobosus</i>	x	x	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	1	x	-	-	-	-	-	-	-	x	-	
<i>E. bradyi</i>	3	3	2	3	4	4	4	4	4	3	x	1	2	3	3	4	2	1	2	3	2	2	2	2	2	1	2	1	1	2	
<i>E. trigona</i>	-	-	x	-	x	-	-	x	x	1	-	x	x	1	x	5	2	1	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>E. exigua</i>	15	19	42	14	19	32	35	27	29	19	28	24	18	25	28	29	29	30	25	27	39	38	43	43	39	36	33	36	42		
<i>E. rugosa</i>	2	1	1	3	2	x	x	x	x	-	x	x	-	x	x	x	x	1	1	x	1	-	-	-	-	-	x	x	2	x	
<i>E. pusillus</i>	x	-	1	-	x	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	2	1	1	1	x	-	1	x	x	1	x	1	2	x	x	
<i>Fissurina spp.</i>	2	x	1	2	3	4	3	4	5	4	2	4	3	4	1	2	4	2	2	2	2	2	2	2	2	4	3	1	x	2	
<i>F. wuellerstorfi s.l.</i>	6	5	3	7	6	3	3	4	3	6	2	4	5	2	4	5	3	4	5	5	3	3	3	2	4	9	7	4	7		
<i>F. bradyi</i>	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x	x	-	x	1	-	x	x		
<i>Fursenkoina spp.</i>	-	x	-	x	x	x	x	x	-	x	1	1	3	x	x	-	x	2	x	x	x	x	x	x	1	x	-	2	x	-	
<i>G. rossensis</i>	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>G. subglobosa</i>	6	8	5	7	8	2	5	8	7	12	8	8	11	14	12	5	7	7	7	10	11	8	10	11	13	8	12	8	8		
<i>G. charoides</i>	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Gyroidina spp.</i>	2	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>G. polius</i>	2	2	x	2	3	2	2	1	-	x	x	2	3	1	5	2	6	5	1	2	3	4	3	2	3	2	1	1	-		
<i>G. soldanii s.l.</i>	x	2	-	1	x	x	x	-	x	x	-	-	-	-	x	-	1	-	x	1	3	2	2	1	x	1	x	2	-	2	
<i>G. umbonatus</i>	3	x	1	2	3	1	2	2	x	2	x	x	2	1	3	2	x	3	5	2	1	2	1	x	x	x	1	x	2		
<i>H. elegans</i>	3	5	x	3	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>I. tumidula</i>	x	x	-	2	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	x	x	x	1	-	-	-	x	x	x	-	
<i>K. bradyi</i>	x	x	x	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	1	-	-	-	-	
<i>Lagena spp.</i>	1	2	x	1	x	1	x	x	3	2	1	-	2	x	x	x	1	x	1	x	2	1	-	1	x	2	x	x	-		
<i>L. pauperata</i>	x	2	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>M. communis</i>	-	x	x	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>M. pompilioides</i>	x	1	1	1	2	1	2	2	3	3	3	2	1	x	2	2	2	3	3	x	1	1	1	1	1	x	3	2	4	1	
<i>M. zaand./barleeaanum</i>	x	x	x	x	x	-	x	2	2	2	x	-	-	-	-	-	x	1	x	x	2	1	1	1	1	1	x	x	x	-	
<i>Oolina spp.</i>	x	x	x	1	x	1	1	x	x	x	1	1	x	-	x	x	x	x	x	1	1	1	1	1	1	1	1	x	-	1	x
<i>O. umbonatus</i>	9	2	6	7	5	6	4	9	10	12	14	11	11	12	9	6	3	6	8	6	5	6	6	4	5	4	2	4	4		
<i>O. culter</i>	2	x	-	-	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Parafissurina spp.</i>	1	x	x	3	-	1	x	x	x	x	-	x	1	x	1	x	1	1	1	1	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	
<i>Psammosphaera spp.</i>	2	x	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>P. bulloides</i>	5	6	-	4	4	4	2	1	1	3	3	4	4	3	2	2	2	4	5	1	x	2	1	3	1	2	4	1	2		
<i>P. salisburyi</i>	x	3	3	1	2	2	3	x	1	2	3	2	1	3	1	x	2	x	3	1	1	1	3	2	x	3	1	3	x		
<i>P. subcarinata</i>	3	3	2	3	4	4	3	2	4	3	8	6	4	6	8	9	6	6	4	3	3	4	4	4	3	3	3	3	3		
<i>P. murrhina</i>	2	4	4	3	5	6	5	6	4	5	4	4	4	4	2	1	3	3	2	4	1	5	4	4	4	4	2	2	3	2	
<i>Pyrulina spp.</i>	x	x	x	-	x	-	-	x	x	x	-	x	1	1	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	1	x	x	x	
<i>Quinqueloculina spp.</i>	x	x	1	x	x	1	-	1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	2	1	x	x	x	x	1	-	x	x	x	-	-	
<i>Q. venusta</i>	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	x	-	1	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Q. weaveri</i>	x	2	1	2	x	x	1	1	x	x	-	x	x	1	x	2	x	x	x	2	x	1	x	-	x	1	1	1	x	x	
<i>Reophax spp.</i>	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>S. schlumbergeri</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>S. catenata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>S. bulloides</i>	-	-	1	-	x	x	x	-	2	2	2	2	2	1	x	1	x	-	2	1	1	1	x	1	1	1	x	x	-		
<i>S. concava</i>	-	x	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Triloculina spp.</i>	x	-	-	-	x	x	x	x	x	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>U. hispida</i>	x	2	5	-	2	3	6	8	4	3	5	3	5	3	2	2	2	2	2	1	2	x	x	1	1	x	1	1	x	3	2
<i>U. peregrina s.l.</i>	1	2	1	x	1	2	2	2	5	4	4	4	2	2	3	6	5	6	2	6	3	5	x	1	2	3	5	9	6		
<i>U. proboscidea</i>	3	3	x	2	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
alle anderen Arten	6	3	2	6	3	3	2	2	1	3	1	1	1	2	2	2	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	x	3	1	1	

# 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 11 (Fortsetzung)

Arten	Proben SL258	SL268	SL278	SL283	SL298	SL308	SL318	SL328	SL338	SL348	SL358	SL368	SL383	SL393	SL403	SL413	SL423	SL433	SL443	SL448	SL458	SL473	SL483	SL493	SL503	SL508
	(%)																									
<i>A. glomerata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. globulosus</i>	1	x	-	-	-	x	x	x	x	x	-	x	-	x	x	-	x	2	1	x	x	1	2	-	-	-
<i>A. echolsi</i>	x	-	-	-	2	-	x	x	x	-	-	-	x	-	-	-	-	x	x	-	-	x	x	-	x	-
<i>B. pseudoplicata</i>	-	-	-	x	-	-	x	x	-	-	x	1	x	x	x	-	x	x	x	-	x	1	-	1	6	3
<i>B. pseudothalmanni</i>	-	-	-	-	-	-	x	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	1	2	1	-	-	-	-	-	-
<i>B. alazanensis</i>	-	x	x	-	1	x	1	x	1	3	x	-	-	-	x	x	x	x	x	x	1	2	2	x	-	-
<i>C. reniforme</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	x	3	7	18	17	11	-
<i>C. teretis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>C. cf. robertsonianus</i>	-	-	-	-	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	1	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>C. kullenbergi s.l.</i>	-	-	-	x	-	1	1	x	2	2	-	-	-	-	x	x	x	2	x	3	5	2	2	x	-	-
<i>Cibicidoides sp. 1</i>	x	x	-	-	x	x	-	x	-	x	x	x	-	-	x	x	x	x	x	2	2	-	2	x	x	-
<i>Cibicidoides spp.</i>	-	x	-	-	-	x	x	x	-	-	-	-	x	x	-	x	-	x	x	-	-	-	-	x	-	-
<i>C. subglobosus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>E. bradyi</i>	x	2	x	x	1	2	1	1	2	3	2	3	2	2	4	3	2	5	4	1	3	3	2	1	1	x
<i>E. trigona</i>	3	3	2	1	2	x	x	-	1	x	2	x	2	x	-	-	-	-	-	-	x	x	2	2	3	3
<i>E. exigua</i>	33	45	33	31	29	38	37	32	22	21	38	39	47	33	28	30	30	16	10	18	9	15	20	22	33	40
<i>E. rugosa</i>	3	3	x	-	-	-	x	x	2	2	x	-	-	-	x	x	x	x	x	2	-	4	2	2	x	-
<i>E. pusillus</i>	x	x	x	1	-	x	1	2	3	-	x	x	2	3	3	x	x	x	x	x	x	-	1	2	2	2
<i>Fissurina spp.</i>	5	3	1	5	1	2	3	3	2	4	3	2	2	x	1	3	2	1	3	2	x	1	1	x	1	2
<i>F. wuellerstorfi s.l.</i>	4	5	3	4	5	7	4	9	10	7	5	3	3	1	3	6	6	9	7	9	13	7	5	3	3	6
<i>F. bradyi</i>	x	x	x	x	-	x	-	x	-	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	x	-	4	6	1	-
<i>Fursenkoina spp.</i>	x	2	1	4	2	-	2	1	x	x	2	2	1	2	x	1	x	x	x	1	-	x	2	5	1	2
<i>G. rossensis</i>	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	1	x	x	-
<i>G. subglobosa</i>	7	4	6	5	5	4	6	9	11	7	10	13	12	15	15	14	16	15	15	14	11	15	14	8	6	8
<i>G. charoides</i>	-	-	-	-	-	x	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Gyroidina spp.</i>	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-
<i>G. polius</i>	x	2	2	1	4	1	3	2	2	4	-	3	2	2	3	2	1	2	2	x	4	4	x	-	x	-
<i>G. soldanii s.l.</i>	1	2	x	-	-	2	x	2	1	1	2	1	x	1	2	2	x	x	1	-	2	2	x	1	x	2
<i>G. umbonatus</i>	2	x	x	x	x	2	3	2	2	x	1	-	-	x	x	x	-	2	5	5	2	3	2	2	x	-
<i>H. elegans</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>I. tumidula</i>	x	x	-	-	-	-	x	x	-	x	x	-	x	x	-	-	-	x	-	-	-	x	-	x	x	x
<i>K. bradyi</i>	x	-	-	x	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	x	x	x	x	-	1	x	-	-	-	-	-
<i>Lagena spp.</i>	x	x	x	x	-	1	x	1	x	1	x	-	1	x	1	1	x	x	x	x	-	x	1	1	x	x
<i>L. pauperata</i>	-	-	-	-	-	-	x	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>M. communis</i>	x	x	x	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	x	-	1	x	x	x	-	x	x	-	-	-	-
<i>M. pompilioides</i>	2	2	3	4	3	2	2	2	3	6	2	2	x	1	1	1	2	3	1	2	4	5	4	x	x	1
<i>M. zaand./barleeaanum</i>	x	1	1	x	x	x	2	x	-	x	x	1	1	x	x	x	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-
<i>Oolina spp.</i>	x	x	x	x	-	1	x	x	x	-	x	x	-	x	x	x	x	x	x	x	x	x	-	x	x	x
<i>O. umbonatus</i>	3	3	5	5	8	6	8	8	12	11	12	8	5	7	6	10	13	8	12	7	11	3	3	5	4	4
<i>O. culter</i>	x	-	-	-	-	-	x	x	2	3	-	-	-	-	-	-	-	1	2	3	4	x	-	-	-	-
<i>Parafissurina spp.</i>	x	-	x	x	x	x	1	-	x	-	x	x	x	1	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x
<i>Psammosphaera spp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>P. bulloides</i>	1	2	2	4	5	4	2	2	x	1	x	2	2	x	2	x	x	2	x	1	2	x	-	x	x	x
<i>P. salisburyi</i>	4	3	2	2	2	2	3	2	1	1	1	3	2	2	2	x	x	2	1	2	1	2	1	4	2	3
<i>P. subcarinata</i>	4	2	5	4	3	3	3	3	4	5	5	3	2	2	2	x	1	2	1	2	4	4	4	3	2	2
<i>P. murrhina</i>	5	3	4	2	2	2	2	4	4	3	3	2	x	3	2	2	4	2	3	3	3	x	1	1	1	1
<i>Pyralina spp.</i>	x	x	x	-	-	-	x	x	x	x	-	x	-	x	-	x	-	-	-	-	x	x	-	-	-	x
<i>Quinqueloculina spp.</i>	x	x	x	x	x	1	x	1	x	1	1	x	-	x	1	x	-	-	-	-	x	1	x	-	-	-
<i>Q. venusta</i>	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Q. weaveri</i>	1	x	-	1	x	1	-	x	x	x	-	-	-	x	1	-	x	x	x	-	x	x	x	-	x	x
<i>Reophax spp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>S. schlumbergeri</i>	-	x	x	-	x	x	x	1	x	x	-	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	x	-	-	-
<i>S. catenata</i>	-	x	-	1	2	x	x	1	x	-	-	x	-	x	x	-	-	-	-	1	-	x	x	x	-	-
<i>S. bulloides</i>	x	x	x	x	x	1	x	1	-	x	-	x	x	1	x	x	x	-	x	x	-	x	x	-	-	-
<i>S. concava</i>	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Triloculina spp.</i>	-	x	x	-	x	1	-	x	x	-	-	x	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	x	x	x
<i>U. hispida</i>	x	x	4	3	6	-	x	x	-	x	x	-	3	3	x	3	4	2	x	1	1	-	-	-	x	x
<i>U. peregrina s.l.</i>	5	3	14	14	11	6	x	x	x	1	3	4	4	12	10	8	10	13	16	12	8	6	12	8	7	4
<i>U. proboscidea</i>	5	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
alle anderen Arten	x	1	2	1	1	1	1	2	2	1	x	1	2	1	1	2	3	2	2	1	1	2	2	x	x	-

Anhang 11.2 Tabelle 12

Kerntiefe (cm)	Q-PC 1 (Faktorladungen)	Q-PC 2 (Faktorladungen)	Q-PC 3 (Faktorladungen)	Kommu- nalität	R-PC 1 (Faktorwerte)	R-PC 2 (Faktorwerte)	R-PC 3 (Faktorwerte)
<b>GeoB1214-2 GKG</b>							
1	0,714	0,601	0,045	0,87	4,617	-1,056	0,634
10	0,771	0,421	0,245	0,83	2,797	0,205	-0,195
19	0,864	0,246	0,415	0,98	0,128	0,745	-0,798
<b>GeoB1214-1 SL</b>							
3	0,679	0,615	0,058	0,84	3,757	-0,318	0,915
13	0,767	0,541	0,218	0,93	1,124	0,703	1,014
23	0,880	0,270	0,337	0,96	0,812	1,035	-0,896
33	0,865	0,275	0,391	0,98	0,183	1,056	-1,017
43	0,794	0,456	0,296	0,93	-0,397	1,480	-0,542
53	0,784	0,448	0,372	0,95	-0,358	1,403	-1,061
63	0,644	0,690	0,215	0,94	-0,152	0,893	-0,751
73	0,759	0,489	0,310	0,91	-0,489	0,648	-1,247
83	0,765	0,514	0,289	0,93	-0,227	1,077	-1,222
93	0,665	0,666	0,175	0,92	-0,108	1,066	-0,361
103	0,711	0,584	0,274	0,92	-0,035	0,789	-0,396
113	0,750	0,523	0,353	0,96	-0,177	0,460	0,068
123	0,769	0,379	0,434	0,92	-0,511	0,316	0,156
133	0,772	0,355	0,452	0,93	-0,103	0,250	-0,864
143	0,774	0,415	0,439	0,96	-0,038	-0,068	-0,167
153	0,796	0,480	0,295	0,95	0,838	1,348	-0,341
163	0,735	0,493	0,435	0,97	0,341	0,970	-0,422
168	0,801	0,347	0,468	0,98	-0,294	0,032	-0,851
178	0,806	0,353	0,459	0,98	0,271	0,181	-1,000
188	0,839	0,319	0,422	0,98	-0,474	0,098	-0,564
198	0,833	0,289	0,447	0,98	-0,109	0,209	-1,197
208	0,809	0,377	0,425	0,98	-0,238	-0,016	-0,891
218	0,809	0,363	0,425	0,97	0,152	-0,094	-0,153
228	0,740	0,428	0,468	0,95	0,114	-0,077	0,720
238	0,742	0,372	0,539	0,98	-0,089	-0,552	-0,613
248	0,789	0,334	0,493	0,98	-0,045	-0,383	-0,142
258	0,787	0,310	0,485	0,95	0,168	-0,124	-0,548
268	0,842	0,222	0,470	0,98	-0,197	-0,865	-0,555
278	0,673	0,396	0,571	0,94	-0,495	-0,394	-0,520
283	0,646	0,416	0,569	0,91	-0,503	-0,635	-0,373
298	0,688	0,459	0,480	0,91	-0,618	-0,117	-0,103
308	0,805	0,344	0,441	0,96	0,046	0,252	-0,126
318	0,856	0,312	0,384	0,98	-0,097	0,208	-0,353
328	0,808	0,440	0,342	0,96	-0,259	0,054	0,569
338	0,682	0,660	0,177	0,93	-0,776	0,528	1,924
348	0,725	0,598	0,164	0,91	-0,408	0,776	1,619
358	0,805	0,438	0,372	0,98	-0,425	-0,070	-0,051
368	0,781	0,416	0,442	0,98	-0,630	-0,523	-0,363
383	0,802	0,322	0,487	0,98	-0,418	-0,761	-0,811
393	0,615	0,498	0,575	0,96	-0,558	-0,820	-0,468
403	0,601	0,556	0,533	0,95	-0,513	0,033	0,306
413	0,656	0,586	0,444	0,97	-0,769	0,158	0,561
423	0,603	0,646	0,430	0,97	-0,665	-0,339	0,447
433	0,303	0,844	0,405	0,97	-0,808	0,236	2,017
443	0,117	0,909	0,321	0,94	-0,347	0,232	1,830
448	0,379	0,778	0,443	0,95	-0,656	0,111	1,868
458	0,198	0,923	0,106	0,90	-0,310	0,233	2,957
473	0,378	0,744	0,413	0,87	-0,307	-0,179	1,895
483	0,383	0,629	0,638	0,95	-0,795	-0,596	2,017
493	0,397	0,331	0,724	0,79	-0,139	-3,437	-0,407
503	0,557	0,231	0,708	0,86	-0,343	-3,862	-0,699
508	0,717	0,286	0,597	0,95	-0,466	-2,496	-0,447

## 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 13

Arten	Q-PC1 (Faktorwerte)	Q-PC2 (Faktorwerte)	Q-PC3 (Faktorwerte)	R-PC1 (Faktorladungen)	R-PC2 (Faktorladungen)	R-PC3 (Faktorladungen)	Kommu- nalität
<i>Adercotryma glomerata</i>	-0,184	-0,520	-0,060	0,785	-0,152	0,128	0,66
<i>Anomalinoidea globulosus</i>	-0,403	-0,175	0,226	-0,192	0,136	0,467	0,27
<i>Astrononion echolsi</i>	0,356	-0,295	-0,765	0,254	0,440	-0,273	0,33
<i>Bolivina pseudoplicata</i>	-0,453	-0,555	0,628	-0,117	-0,678	-0,074	0,48
<i>Bolivinita pseudothalmanni</i>	-0,057	-0,189	-0,449	0,704	0,114	0,313	0,61
<i>Bulinina alazanensis</i>	-0,043	-0,019	-0,411	0,407	0,065	0,565	0,49
<i>Cassidulina reniforme</i>	-1,577	-0,684	3,140	-0,084	-0,800	-0,006	0,65
<i>Cassidulina teretis</i>	-0,179	-0,519	-0,036	0,248	0,192	-0,089	0,11
<i>Cibicidoides cf. robertsonianus</i>	-0,187	-0,431	-0,042	-0,204	0,457	0,022	0,25
<i>Cibicidoides kullenbergi s.l.</i>	-0,226	0,551	-0,724	0,420	0,068	0,756	0,75
<i>Cibicidoides sp. 1</i>	-0,205	-0,166	-0,055	0,071	0,302	0,128	0,11
<i>Cibicidoides spp.</i>	-0,207	-0,484	0,016	0,252	0,105	0,029	0,08
<i>Cribrostomoides subglobosus</i>	-0,124	-0,526	-0,100	0,557	0,217	0,005	0,36
<i>Eggerella bradyi</i>	0,140	0,627	-0,553	0,173	0,435	0,281	0,30
<i>Ehrenbergina trigona</i>	-0,215	-0,668	0,571	-0,227	-0,365	-0,226	0,24
<i>Epistominella exigua</i>	6,525	0,592	3,705	-0,289	-0,170	-0,670	0,56
<i>Epistominella rugosa</i>	-0,114	0,039	-0,270	0,383	-0,069	0,451	0,35
<i>Eponides pusillus</i>	-0,077	-0,412	0,156	-0,220	-0,170	-0,168	0,11
<i>Fissurina spp.</i>	0,491	0,082	-0,540	-0,086	0,442	-0,254	0,27
<i>Fontbotia wuellerstorfi s.l.</i>	-0,059	2,788	-1,031	0,046	0,066	0,785	0,62
<i>Fursenkoina bradyi</i>	-0,421	-0,722	0,787	-0,083	-0,795	-0,178	0,67
<i>Fursenkoina spp.</i>	-0,348	-0,412	0,671	-0,254	-0,501	-0,163	0,34
<i>Globocassidulina rossensis</i>	-0,209	-0,528	0,068	0,283	-0,382	-0,165	0,25
<i>Globocassidulina subglobosa</i>	-0,874	4,562	0,883	-0,331	0,019	0,426	0,29
<i>Glomospira charoides</i>	-0,190	-0,592	0,045	0,037	0,187	-0,116	0,05
<i>Gyroidina spp.</i>	-0,167	-0,432	-0,161	0,702	-0,143	0,272	0,59
<i>Gyroidinoides polius</i>	0,106	0,299	-0,324	-0,033	0,260	0,167	0,10
<i>Gyroidinoides soldanii s.l.</i>	-0,158	-0,160	0,049	0,044	-0,104	0,261	0,08
<i>Gyroidinoides umbonatus</i>	-0,216	0,500	-0,240	0,186	0,241	0,449	0,29
<i>Hoeglundina elegans</i>	0,182	-0,330	-0,731	0,831	-0,012	0,112	0,70
<i>Ioanella tumidula</i>	-0,090	-0,462	-0,120	0,560	-0,154	-0,024	0,34
<i>Karrerella bradyi</i>	-0,181	-0,434	-0,022	0,056	0,250	0,175	0,10
<i>Lagena spp.</i>	0,028	-0,357	-0,107	0,287	0,072	-0,240	0,15
<i>Laticarinina pauperata</i>	-0,134	-0,513	-0,088	0,486	0,071	0,101	0,25
<i>Martinotiella communis</i>	-0,215	-0,471	0,060	-0,116	0,305	0,003	0,11
<i>Melonis pompilioides</i>	-0,196	0,532	-0,004	-0,300	0,218	0,465	0,35
<i>Melonis zaandamae/barleeianum</i>	0,026	-0,571	-0,025	-0,085	0,290	-0,503	0,34
<i>Oolina spp.</i>	-0,058	-0,409	-0,029	0,217	0,064	-0,350	0,17
<i>Oridorsalis umbonatus</i>	0,917	3,570	-2,443	-0,136	0,382	0,191	0,20
<i>Osangularia culter</i>	-0,339	0,264	-0,400	0,113	0,152	0,727	0,56
<i>Parafissurina spp.</i>	0,092	-0,429	-0,335	0,588	0,153	-0,178	0,40
<i>Psammosphaera spp.</i>	-0,121	-0,469	-0,200	0,888	-0,136	0,139	0,83
<i>Pullenia bulloides</i>	0,781	0,161	-1,207	0,577	0,289	-0,149	0,44
<i>Pullenia salisburyi</i>	0,065	-0,231	0,257	-0,005	-0,163	-0,347	0,15
<i>Pullenia subcarinata</i>	0,787	0,466	-0,692	0,015	0,312	-0,175	0,13
<i>Pyrgo murrhina</i>	0,711	0,541	-0,998	0,138	0,590	-0,178	0,40
<i>Pyrulina spp.</i>	-0,079	-0,475	-0,114	0,089	0,263	0,013	0,08
<i>Quinqueloculina spp.</i>	0,033	-0,411	-0,182	0,102	0,504	-0,154	0,29
<i>Quinqueloculina venusta</i>	-0,192	-0,555	0,032	0,286	0,114	-0,115	0,11
<i>Quinqueloculina weaveri</i>	0,002	-0,287	-0,251	0,514	0,278	0,067	0,35
<i>Reophax spp.</i>	-0,107	-0,451	-0,243	0,762	-0,152	0,121	0,62
<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i>	-0,247	-0,500	0,075	-0,245	0,039	0,435	0,25
<i>Siphotextularia catenata</i>	-0,231	-0,455	0,159	-0,208	0,076	0,094	0,06
<i>Sphaeroidina bulloides</i>	-0,022	-0,380	-0,090	-0,187	0,435	-0,364	0,36
<i>Stainforthia concava</i>	-0,166	-0,543	0,026	0,036	0,071	-0,191	0,04
<i>Triloculina spp.</i>	-0,028	-0,632	0,122	-0,071	0,017	-0,375	0,15
<i>Uvigerina hispida</i>	0,382	-0,186	-0,281	-0,116	0,397	-0,403	0,33
<i>Uvigerina peregrina s.l.</i>	-2,857	2,498	4,207	-0,390	-0,281	0,310	0,33
<i>Uvigerina proboscidea</i>	0,099	-0,469	-0,414	0,632	-0,071	-0,017	0,40
alle anderen Arten	0,438	0,438	-1,146	0,786	0,141	0,238	0,69

Anhang 11.2 Tabelle 14

Kerntiefe (cm)	Gezählte Ind. (N)	BFZ (N/g)	BFAR (N/ka*1cm2)	Artenzahl S	Diversität H(S)	Aquität E	Miliolina (%)	Textulariina (%)
<b>GeoB1710-2 GKG</b> Position: 23°25,8'S 11°42,2'E Wassertiefe: 2987 m Kerngewinn: 0,33 m								
1	271	200	564	50	3,37	0,58	1,5	28,4
13	311	128	511	48	2,95	0,40	2,9	9,6
28	265	133	544	45	3,19	0,54	4,2	8,7
<b>GeoB1710-3 SL</b> Position: 23°25,9'S 11°41,9'E Wassertiefe: 2987 m Kerngewinn: 10,58 m								
3	261	153	597	42	3,02	0,49	2,7	14,9
23	230	156	630	47	3,10	0,47	3,0	10,0
43	307	213	842	48	3,29	0,56	1,3	7,8
63	286	312	1425	37	3,12	0,61	5,2	13,3
83	379	511	2104	36	2,81	0,46	6,1	1,3
103	247	773	2489	34	2,33	0,30	2,4	2,0
123	324	737	2183	31	2,63	0,45	4,0	0,6
143	256	893	2383	24	2,49	0,50	2,0	0,0
163	322	646	1992	39	2,88	0,46	4,3	0,0
183	325	594	1514	33	2,98	0,60	15,1	0,3
203	322	515	1495	30	2,65	0,47	10,9	0,0
223	275	351	1269	38	2,97	0,51	3,6	0,4
243	357	447	1645	39	2,83	0,43	5,6	0,8
258	252	283	1157	36	2,95	0,53	2,8	0,4
273	317	241	971	32	2,78	0,51	2,5	0,0
293	252	197	773	36	2,91	0,51	3,6	0,4
313	293	490	1801	30	2,08	0,27	3,8	0,0
333	265	443	1629	36	2,92	0,52	6,8	0,4
353	293	480	1165	26	2,59	0,51	2,7	0,0
373	254	637	1809	30	2,22	0,31	2,8	0,4
393	268	301	950	35	2,58	0,38	1,9	0,0
403	331	336	1051	29	2,26	0,33	3,9	0,3
413	270	290	860	32	3,00	0,63	4,8	0,7
423	302	207	640	38	2,98	0,52	5,0	2,6
433	301	206	638	38	2,49	0,32	4,0	9,6
453	346	231	732	42	2,79	0,39	4,9	2,0
473	285	649	1819	33	2,67	0,44	5,3	0,4
493	279	565	1771	32	2,32	0,32	2,5	1,8
513	289	270	913	40	2,67	0,36	2,4	6,9
533	280	287	888	39	3,10	0,57	3,6	8,9
553	340	344	1078	40	2,92	0,47	6,2	3,8
563	370	391	1177	35	2,71	0,43	2,7	1,4
573	381	238	803	43	2,79	0,38	2,4	3,1
593	265	248	837	36	2,55	0,36	2,6	2,3
613	274	281	870	37	2,52	0,34	1,8	2,2
623	342	245	725	45	2,71	0,33	2,9	3,2
633	255	262	811	44	3,22	0,57	3,5	2,0
653	286	384	998	33	2,77	0,48	3,5	0,0
673	316	528	1467	32	2,34	0,32	2,5	0,0
693	317	648	1481	32	2,44	0,36	5,7	0,0
713	319	453	1115	28	2,74	0,55	6,3	0,0
733	379	288	877	37	2,86	0,47	4,5	0,3
748	290	335	1007	39	2,92	0,48	4,5	0,7
763	320	446	1118	27	2,16	0,32	3,4	0,6
783	286	182	498	33	2,66	0,43	2,1	1,0
803	323	213	564	34	2,78	0,48	6,2	1,2
823	265	204	613	32	2,69	0,46	1,5	0,0
843	295	224	682	36	2,49	0,34	3,4	0,7
863	272	682	1894	24	2,29	0,41	1,8	0,0
878	352	600	1370	24	1,71	0,23	2,0	0,0
888	388	1166	2716	23	1,57	0,21	0,8	0,0
903	292	675	1267	25	2,14	0,34	2,4	0,7
923	260	93	187	38	2,76	0,41	2,7	5,4
938	307	98	220	47	2,93	0,40	2,3	4,6
953	398	125	284	46	2,85	0,37	2,0	7,0
973	367	134	292	44	2,77	0,36	2,5	6,8
993	303	170	328	36	2,70	0,41	4,3	0,3
1013	279	291	603	33	2,28	0,30	2,5	0,4
1033	253	249	545	36	2,72	0,42	3,2	1,6
1043	309	136	330	41	2,95	0,47	2,6	1,6
1058	293	193	420	45	2,90	0,40	3,8	2,0

# 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 15

Arten	Proben	GKG001	GKG013	GKG028	SL003	SL023	SL043	SL063	SL083	SL103	SL123	SL143	SL163	SL183	SL203	SL223	SL243	SL258	SL273	SL293	SL313	SL333	SL353	SL373	SL393	SL403	SL413	SL423	SL433	SL453		
	(%)																															
<i>A. globulosus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-		
<i>A. echolsi</i>	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	x	-	-	x	x	1	x	4	x	x	-	
<i>B. pseudoplicata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	-	-	x	5	1	x	-	-	-	-	x	1	-	-	x	-	-	-	-	-	
<i>B. pseudothalmanni</i>	1	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>B. aculeata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	x	-	1	4	x	3	13	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>B. alazanensis</i>	-	3	5	-	6	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>B. costata/mexicana</i>	x	x	1	-	2	-	-	x	x	-	-	-	-	x	-	-	-	x	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	x	
<i>C. laevigata</i>	-	-	-	-	x	5	13	1	1	1	19	30	18	15	28	16	18	4	2	12	50	15	5	3	21	x	-	x	x	2		
<i>C. reniforme</i>	-	-	-	-	-	x	x	5	4	6	4	6	5	9	5	5	2	4	3	2	3	4	1	2	2	13	4	2	1			
<i>C. bradyi</i>	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>C. oolina</i>	1	x	3	3	1	2	x	x	x	-	-	-	-	-	-	x	x	2	-	2	x	-	-	-	-	-	-	x	x	2		
<i>C. kullenbergi s.l.</i>	x	x	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>C. cf. robertsonianus</i>	2	x	1	1	x	2	x	x	-	x	-	x	-	x	x	x	x	-	1	-	x	-	x	-	x	-	x	1	x	-		
<i>C. bradyi</i>	-	-	1	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Cibicoides sp. 1</i>	-	x	x	x	2	2	1	x	-	x	2	2	3	1	1	x	-	3	x	x	x	-	-	x	x	-	-	2	x	x		
<i>Cibicoides spp.</i>	x	x	x	-	-	x	x	-	x	x	-	x	-	-	1	x	x	x	x	x	x	x	-	-	x	-	x	-	x	x		
<i>E. bradyi</i>	3	2	1	2	4	x	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	5	-		
<i>E. exigua</i>	12	14	17	15	13	16	13	12	8	10	7	8	2	2	8	15	8	12	10	2	6	26	47	29	46	8	19	42	32	-		
<i>E. rugosa</i>	-	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>E. pusillus</i>	-	x	-	x	x	-	x	1	-	-	-	x	2	x	x	x	-	x	-	x	x	x	1	-	x	x	x	1	-	-	-	
<i>Fissurina spp.</i>	1	1	2	2	x	2	x	2	2	2	2	2	3	5	x	x	1	x	x	1	-	-	2	x	x	x	2	x	3	2		
<i>F. wuellerstorfi s.l.</i>	6	5	9	8	12	5	3	6	3	4	5	11	2	2	4	2	4	7	8	4	9	9	6	3	x	4	2	2	2	-		
<i>F. bradyi</i>	x	1	x	-	-	x	2	-	-	-	-	x	x	2	3	6	4	3	-	-	x	2	1	x	2	2	6	3	1	2		
<i>F. mexicana</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Fursenkoina spp.</i>	-	x	1	2	x	-	-	-	-	-	-	-	x	x	-	2	x	x	x	x	x	x	x	x	2	1	2	2	-	x		
<i>Globobulimina spp.</i>	-	-	x	-	x	3	5	1	2	x	x	1	x	-	1	1	2	x	2	x	1	1	1	1	x	1	1	3	x	x		
<i>G. subglobosa</i>	1	x	x	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Gyroidina spp.</i>	1	1	1	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>G. polius</i>	1	4	3	4	5	1	1	x	x	x	1	x	x	-	-	-	-	x	2	x	1	-	-	-	-	x	1	2	1	x	x	
<i>G. soldanii s.l.</i>	3	2	x	2	x	x	1	1	x	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>G. umbonatus</i>	x	1	3	1	3	2	1	x	1	x	-	-	x	x	x	x	x	1	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>H. cylindrica</i>	3	1	2	1	1	3	4	1	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>H. elegans</i>	1	x	x	1	x	2	-	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>K. bradyi</i>	-	-	1	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Lagena spp.</i>	1	x	x	x	1	x	x	2	x	2	x	1	1	x	1	1	x	x	x	x	-	x	1	2	x	x	1	1	x	1	-	
<i>M. communis</i>	x	x	x	x	x	6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>M. barl./zaandamae</i>	2	x	2	-	1	7	9	11	11	9	5	7	11	7	9	10	31	25	23	14	11	11	4	4	8	7	5	1	x	-		
<i>M. pompiilioides</i>	3	5	3	4	3	6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>N. iridea</i>	-	-	-	x	x	x	1	26	46	20	13	8	10	10	9	13	10	13	6	2	7	10	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>N. opima</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-																					





## 11 Anhang

Anhang 11.2 Tabelle 16

Kerntiefe (cm)	Q-PC 1	Q-PC 2	Q-PC 3	Kommu- nalität	R-PC 1	R-PC 2	R-PC 3
(Faktorladungen)							
(Faktorwerte)							
<b>GeoB1710-2 GKG</b>							
1	0,656	0,046	0,349	0,55	-6,392	-1,360	-0,271
13	0,618	0,093	0,330	0,50	-1,476	1,059	0,286
28	0,855	0,072	0,256	0,80	-1,338	2,095	0,592
<b>GeoB1710-3 SL</b>							
3	0,690	0,079	0,275	0,56	-2,565	0,368	0,529
23	0,704	0,102	0,248	0,57	-0,920	1,810	-0,146
43	0,817	0,344	0,180	0,82	-1,841	0,816	0,350
63	0,584	0,624	0,095	0,74	-0,882	0,060	0,687
83	0,287	0,599	0,261	0,51	-0,050	-0,946	-0,431
103	0,044	0,569	0,087	0,33	-0,309	-0,949	-0,771
123	0,215	0,916	0,107	0,90	-0,064	-1,120	-0,294
143	0,125	0,895	0,060	0,82	0,172	-1,234	-0,338
163	0,285	0,840	0,266	0,86	-0,045	-1,009	-0,449
183	-0,079	0,858	0,232	0,80	-0,110	-2,418	-0,092
203	-0,063	0,899	0,104	0,82	0,163	-1,923	0,312
223	0,279	0,863	0,278	0,90	0,216	-0,993	1,054
243	0,421	0,870	0,081	0,94	0,215	-1,092	0,361
258	0,248	0,644	0,274	0,55	0,172	-0,029	0,140
273	0,369	0,619	0,367	0,65	0,535	-0,344	-0,548
293	0,357	0,779	0,245	0,79	0,100	-0,501	-0,094
313	-0,026	0,831	-0,072	0,70	0,256	-0,527	-0,288
333	0,162	0,793	0,300	0,75	0,124	-0,820	-0,326
353	0,777	0,491	0,273	0,92	0,419	-0,775	0,077
373	0,944	0,172	0,082	0,93	0,390	-0,488	0,187
393	0,750	0,521	-0,102	0,84	0,371	-0,440	1,572
403	0,965	0,154	-0,052	0,96	0,470	-0,185	1,396
413	0,479	0,278	0,211	0,35	0,697	-1,296	3,664
423	0,837	0,183	0,048	0,74	0,589	-0,075	2,707
433	0,975	0,088	-0,050	0,96	0,167	0,220	1,299
453	0,946	0,112	0,124	0,92	-0,090	0,106	1,341
473	0,891	0,183	0,220	0,88	0,064	-0,500	0,776
493	0,965	0,106	-0,036	0,94	0,594	0,078	0,957
513	0,933	0,088	0,138	0,90	0,407	0,483	1,390
533	0,900	0,075	0,134	0,83	0,211	0,859	1,921
553	0,875	0,176	0,104	0,81	0,466	0,209	1,613
563	0,766	0,322	0,337	0,80	0,519	-0,079	0,915
573	0,853	0,197	0,391	0,92	0,379	1,196	0,244
593	0,665	0,063	0,640	0,86	0,193	1,378	-0,753
613	0,554	0,068	0,699	0,80	0,184	1,313	-0,606
623	0,603	0,105	0,682	0,84	-0,003	1,005	-0,590
633	0,786	0,296	0,431	0,89	0,072	1,742	-0,674
653	0,153	0,364	0,855	0,89	0,417	-0,898	-0,846
673	0,076	0,107	0,905	0,84	0,280	-0,685	-0,565
693	0,089	0,175	0,930	0,90	0,349	-0,688	-0,951
713	-0,002	0,547	0,676	0,76	0,219	-1,469	-1,315
733	0,413	0,344	0,592	0,64	0,406	0,021	-0,490
748	0,602	0,343	0,627	0,87	0,020	-0,278	-0,754
763	0,021	0,075	0,934	0,88	0,355	-0,448	-1,469
783	0,505	0,291	0,690	0,82	0,462	0,529	-0,990
803	0,153	0,166	0,798	0,69	0,271	-0,560	-0,992
823	0,194	0,333	0,621	0,53	0,451	-0,527	-0,991
843	0,830	0,265	0,207	0,80	0,620	0,101	-0,879
863	0,797	0,253	0,224	0,75	0,555	-0,195	-1,109
878	0,924	0,152	-0,012	0,88	0,452	-0,477	-0,743
888	0,915	0,084	0,155	0,87	0,426	-0,095	-1,038
903	0,748	0,144	0,396	0,74	0,391	0,272	-1,130
923	0,798	0,075	0,476	0,87	0,255	1,481	-0,471
938	0,852	0,184	0,407	0,93	0,178	1,301	-0,515
953	0,812	0,167	0,465	0,90	0,152	0,932	0,189
973	0,931	0,115	0,155	0,90	0,145	1,600	0,011
993	0,585	0,280	0,520	0,69	0,223	0,415	-0,729
1013	0,372	0,182	0,589	0,52	0,386	0,038	-1,339
1033	0,868	0,241	0,340	0,93	0,343	0,507	-0,270
1043	0,919	0,107	0,251	0,92	0,360	2,302	-0,070
1058	0,861	0,269	0,250	0,88	0,223	1,130	-0,245

Anhang 11.2 Tabelle 17

Arten	Q-PC1 (Faktorwerte)	Q-PC2 (Faktorwerte)	Q-PC3 (Faktorwerte)	R-PC1 (Faktorladungen)	R-PC2 (Faktorladungen)	R-PC3 (Faktorladungen)	Kommu- nalität
<i>Anomalinoidea globulosus</i>	-0,258	-0,406	-0,210	0,132	0,541	-0,122	0,32
<i>Astrononion echolsi</i>	-0,239	-0,331	-0,317	0,128	-0,178	0,619	0,43
<i>Bolivina pseudoplicata</i>	-0,382	-0,121	-0,177	0,046	-0,445	-0,079	0,21
<i>Bolivinita pseudothalmani</i>	-0,277	-0,404	-0,256	-0,673	0,112	0,013	0,47
<i>Bulimina aculeata</i>	-0,289	0,104	0,234	0,145	-0,037	-0,290	0,11
<i>Bulimina alazanensis</i>	0,019	-0,540	-0,155	-0,172	0,720	-0,026	0,55
<i>Bulimina costata/mexicana</i>	-0,180	-0,388	-0,223	-0,096	0,575	-0,079	0,35
<i>Cassidulina laevigata</i>	-0,771	5,498	-1,560	0,056	-0,435	0,011	0,19
<i>Cassidulina reniforme</i>	-0,232	1,125	-0,150	0,221	-0,659	0,336	0,60
<i>Cassidulinoides bradyi</i>	-0,288	-0,400	-0,246	0,007	0,265	-0,011	0,07
<i>Chilostomella oolina</i>	0,063	-0,423	-0,165	-0,221	0,601	0,217	0,46
<i>Cibicidoides kullenbergi s.l.</i>	-0,269	-0,408	-0,239	-0,446	0,269	-0,005	0,27
<i>Cibicidoides cf. robertsonianus</i>	-0,132	-0,335	-0,295	-0,604	0,255	0,340	0,55
<i>Cibicidoides bradyi</i>	-0,233	-0,398	-0,273	-0,150	0,343	0,224	0,19
<i>Cibicidoides sp. 1</i>	-0,045	-0,163	0,103	0,122	-0,004	-0,226	0,07
<i>Cibicidoides spp.</i>	-0,238	-0,248	-0,259	-0,115	-0,003	0,164	0,04
<i>Eggerella bradyi</i>	0,069	-0,515	-0,305	-0,360	0,278	0,372	0,35
<i>Epistominella exigua</i>	7,381	0,431	-0,839	0,164	0,367	0,180	0,19
<i>Epistominella rugosa</i>	-0,274	-0,405	-0,222	0,035	0,495	-0,177	0,28
<i>Eponides pusillus</i>	-0,171	-0,315	0,176	0,197	-0,056	-0,117	0,06
<i>Fissurina spp.</i>	-0,136	0,006	0,146	-0,097	-0,273	-0,076	0,09
<i>Fontbotia wuellerstorfi s.l.</i>	0,838	0,337	2,589	0,050	0,182	-0,428	0,22
<i>Fursenkoina bradyi</i>	-0,083	0,186	-0,489	0,108	-0,276	0,724	0,61
<i>Fursenkoina mexicana</i>	-0,462	-0,262	0,363	0,107	-0,212	-0,315	0,16
<i>Fursenkoina spp.</i>	-0,120	-0,250	-0,308	0,045	0,012	0,694	0,48
<i>Globobulimina spp.</i>	-0,125	-0,059	0,063	0,120	0,033	-0,199	0,06
<i>Globocassidulina subglobosa</i>	-0,218	-0,371	-0,248	-0,379	0,211	0,217	0,24
<i>Gyroidina spp.</i>	-0,176	-0,394	-0,029	-0,074	0,029	0,170	0,04
<i>Gyroidinoides polius</i>	0,207	-0,429	0,004	-0,204	0,565	0,112	0,37
<i>Gyroidinoides soldanii s.l.</i>	-0,126	-0,369	-0,183	-0,633	0,351	-0,027	0,52
<i>Gyroidinoides umbonatus</i>	-0,058	-0,330	-0,227	-0,275	0,617	0,129	0,47
<i>Hippocrepina cylindrica</i>	-0,172	-0,315	-0,300	-0,768	0,074	0,066	0,60
<i>Hoeglundina elegans</i>	-0,218	-0,402	-0,220	-0,577	0,359	-0,037	0,46
<i>Karrerella bradyi</i>	-0,283	-0,398	-0,250	-0,119	0,386	-0,029	0,16
<i>Lagena spp.</i>	-0,154	-0,122	-0,145	0,006	-0,240	0,188	0,09
<i>Martinotiella communis</i>	-0,163	-0,290	-0,297	-0,185	0,252	0,123	0,11
<i>Melonis barleeaanum/zaandamae</i>	0,256	3,365	1,572	0,267	-0,224	-0,297	0,21
<i>Melonis pompilioides</i>	0,310	-0,463	-0,382	-0,373	0,488	0,395	0,53
<i>Nonionella iridea</i>	-1,070	3,459	-0,009	0,032	-0,488	-0,190	0,28
<i>Nonionella opima</i>	-0,382	-0,187	-0,127	0,121	-0,447	-0,311	0,31
<i>Oolina spp.</i>	-0,254	-0,195	0,009	0,031	-0,375	-0,356	0,27
<i>Oridorsalis umbonatus</i>	-0,081	-0,202	6,798	0,133	0,049	-0,501	0,27
<i>Osangularia culter</i>	-0,265	-0,408	-0,244	-0,835	0,222	0,008	0,75
<i>Parafissurina spp.</i>	-0,267	-0,323	-0,125	0,060	-0,107	0,044	0,02
<i>Psammosphaera spp.</i>	-0,265	-0,404	-0,240	-0,912	-0,154	-0,006	0,86
<i>Pullenia bulloides</i>	0,167	0,171	0,173	0,125	-0,139	0,314	0,13
<i>Pullenia salisburyi</i>	0,601	-0,022	-0,196	-0,132	0,456	0,601	0,59
<i>Pullenia subcarinata</i>	0,442	-0,337	-0,430	0,027	0,253	0,749	0,63
<i>Pyrgo murrhina s.l.</i>	0,088	-0,021	0,115	0,058	0,076	0,167	0,04
<i>Pyrgo spp.</i>	-0,296	-0,345	-0,267	0,053	-0,197	0,075	0,05
<i>Quinqueloculina spp.</i>	-0,258	-0,218	-0,246	0,096	-0,105	0,133	0,04
<i>Reophax spp.</i>	-0,139	-0,445	-0,202	-0,927	-0,082	0,011	0,87
<i>Rhizammina spp.</i>	-0,287	-0,386	-0,264	-0,877	-0,097	0,010	0,78
<i>Sigmoilopsis schlumbergeri</i>	-0,105	-0,489	-0,141	-0,304	0,617	-0,035	0,47
<i>Siphotextularia catenata</i>	-0,012	-0,503	-0,280	-0,158	0,423	0,434	0,39
<i>Sphaeroidina bulloides</i>	-0,165	-0,357	-0,206	0,251	0,300	0,407	0,32
<i>Stainforthia concava</i>	-0,286	-0,138	-0,162	0,278	-0,489	-0,042	0,32
<i>Triloculina spp.</i>	-0,426	0,714	-0,143	0,051	-0,628	0,030	0,40
<i>Trochammina spp.</i>	-0,260	-0,415	-0,245	-0,834	-0,047	0,027	0,70
<i>Uvigerina hispida</i>	0,043	0,052	-0,430	0,219	-0,216	0,495	0,34
<i>Uvigerina peregrina s.l.</i>	1,617	1,086	1,101	-0,304	0,043	0,310	0,19
<i>Uvigerina proboscidea</i>	-0,219	-0,418	-0,260	-0,131	0,493	0,013	0,26
<i>Valvulinaria laevigata</i>	-0,283	-0,305	-0,242	0,028	0,159	-0,003	0,03
alle anderen Arten	-0,005	-0,161	-0,018	-0,730	0,169	-0,032	0,56

